

**ZUM JAHRESZEITLICHEN VORKOMMEN VON ÜBER DEN
KOT UND KROPFABSTRICH NACHWEISBAREN
ENDOPARASITEN BEI RAUHFUSSHÜHNERN UND IBISSEN
UNTER DEN BEDINGUNGEN EINES TIERPARKES**

Amalie Facher

Disbui. München

1987



Aus dem Institut für Geflügelkrankheiten
der Tierärztlichen Fakultät der Universität München

Vorstand: Professor Dr. J. Kösters

ZUM JAHRESZEITLICHEN VORKOMMEN VON ÜBER DEN KOT UND KROPFABSTRICH
NACHWEISBAREN ENDOPARASITEN BEI RAUHFUSSHÜHNERN UND IBISSEN UNTER
DEN BEDINGUNGEN EINES TIERPARKES

Inaugural - Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität
München

von

Amalie Facher

Tierärztin aus München

München 1987

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: _____ Prof. Dr. H. Zucker

Referent: _____ Prof. Dr. J. Kösters

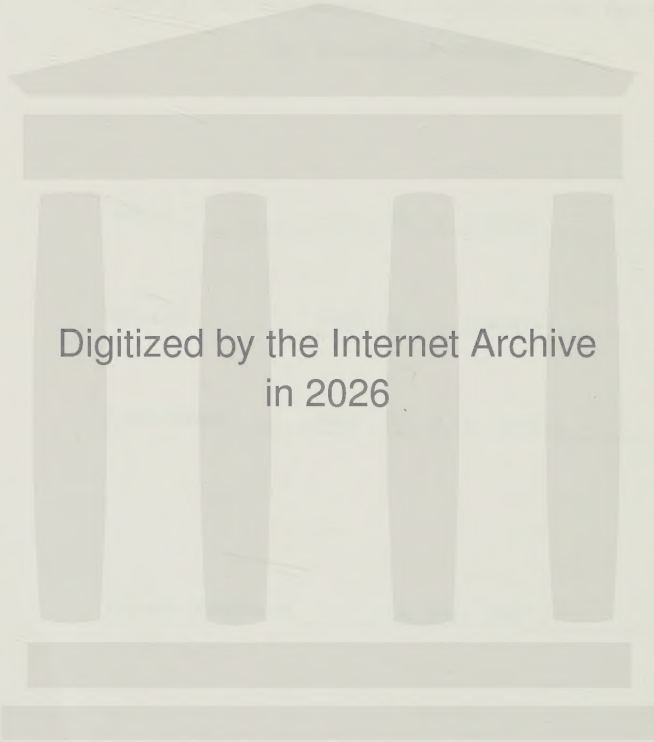
Korreferent: _____ Prof. Dr. H. K. Dennig

Tag der Promotion: _____ 24. Juli 1987



drucken + binden
gmbh
Schellingstraße 23
8000 München 40
☎ 089/284445

Gewidmet meiner kleinen Schwester.



Digitized by the Internet Archive
in 2026

Zum jahreszeitlichen Vorkommen von über den Kot und Kropfabstrich nachweisbaren Endoparasiten bei Rauhfußhühnern und Ibissen unter den Bedingungen eines Tierparkes

INHALTSVERZEICHNIS

	Seite
1. Einleitung	1
2. Die zu untersuchenden Vogelarten und deren Haltung im Tierpark	3
2.1. Rauhfußhühner	3
2.2. Ibisse	6
3. Die Endoparasiten der in die Untersuchungen einbezogenen Vögel anhand der Literatur	8
3.1. Rauhfußhühner	8
3.1.1. Protozoen	8
3.1.2. Helminthen	14
3.2. Ibisse	23
3.2.1. Protozoen	23
3.2.2. Helminthen	23
3.3. Therapievorschläge	28
3.3.1. Protozoologische Erkrankungen	28
3.3.2. Helminthologische Erkrankungen	29
4. Eigene Untersuchungen	31
4.1. Material und Methodik	31
4.1.1. Probenentnahme	31
4.1.2. Flagellatenuntersuchung	32
4.1.3. Helminthen- und Kokzidienuntersuchung	33
4.2. Ergebnisse der endoparasitologischen Untersuchungen	34
4.2.1. Protozoologische Untersuchung	35
4.2.2. Helminthologische Untersuchung	35
4.3. Überprüfung eines jahreszeitlichen Rhythmus	42

- 4.3.1. Allgemeine Ergebnisse
- 4.3.2. Die Parasiten im einzelnen

5. Diskussion

6. Zusammenfassung
Summary

7. Literaturverzeichnis

1. Einleitung

Die Betreuung von Vögeln im Zoo stellt den Tierarzt oft vor große Probleme. Dies beginnt schon mit seinem Verhalten den Tieren gegenüber: Durch die Fähigkeit zu fliegen, sind die gefiederten Patienten gewöhnlich Fluchttiere, die bei jeder unvorsichtigen Annäherung in Panik geraten. Dementsprechend wird vom Tierarzt ein ruhiges Vorgehen und Zeit zum Beobachten verlangt. Denn hier ist durch genaue Beobachtung oft mehr festzustellen, als später bei der eingehenden Untersuchung des Patienten.

Ein weiteres Problem ist der Mangel spezifischer Krankheitssymptome, wie sie beim Säugetier geläufig sind. Nur bereits schwer erkrankte Vögel sind auf den ersten Blick als solche zu erkennen.

Sodann stellt sich die Frage der Behandlungsweise. Den Vogel zur regelmäßigen Verabreichung von Medikamenten in die Hand zu nehmen ist kaum möglich. Deshalb bleibt als Mittel der Wahl oft nur die orale Gabe über das Futter oder das Trinkwasser.

Eine Untersuchungsmethode, die bei vorsichtiger Probenentnahme die Vögel kaum stört, ist die Kotuntersuchung, die die Grundlage dieser Arbeit bildet. Da der Endoparasitenbefall zu den besonders schleichen- den Krankheiten gehört, bei denen erst bei Massenbefall deutliche Krankheitsanzeichen auftreten, stellt diese Untersuchung einen wichtigen Teil des Betreuungsprogrammes dar.

Durch die im Vergleich mit freilebenden Vögeln intensive Haltung im Zoo besteht eine erhöhte Ansteckungsgefahr: Zum einen bedingt durch die Anreicherung von infektiösen Parasitenstadien im Gehege, zum anderen durch den Streß, dem die Vögel durch die Besucher oder die Mitbewohner der Voliere ausgesetzt sind. Auch Klös und Lang (1976) sprechen von der Wichtigkeit einer regelmäßigen Überwachung des Parasitenvorkommens und routinemäßigen Behandlungen, um die Verlustrate durch Parasitenbefall, die zwischen 5 % und 18 % schwankt, möglichst gering zu halten.

Bei der Bekämpfung der Parasiten zeigen sich allerdings verschiedene Schwierigkeiten: An erster Stelle steht die regelmäßige Überwachung, die durch die gemeinsame Haltung verschiedener Vogelarten auf Vogel-

wiesen und in Volieren für den verantwortlichen Tierarzt häufig zum Problem wird. Sodann scheint dort eine ständige Prophylaxe angebracht, wo Zoo- und Wildvögel zueinander Kontakt haben. Eine besondere Herausforderung stellt die Aufzucht der Jungvögel dar, die bei einem parasitären Befall in stärkerem Maße erkranken als die oft gesund erscheinenden Altvögel.

So wurde mir die Aufgabe erteilt, den endoparasitologischen Befall von Rauhußhühnern und Ibissen unter den Bedingungen eines Zoos im Jahresablauf festzustellen, um einen Überblick über den derzeitigen Verseuchungsgrad zu schaffen, die Effektivität der laufenden prophylaktischen Maßnahmen zu überprüfen und eventuell neue Vorsorgeregungen zu überdenken.

2. Die zu untersuchenden Vogelarten und deren Haltung im Tierpark

2.1. Rauhfußhühner

(nach Wolters 1975-82)

Ordnung	Phasianiformes (Galliformes)	- Hühnervögel
Familie	Phasianidae	- Hühner (Fasanenartige)
Unterfamilie	Tetraoninae	- Rauhfußhühner

Der Bestand umfaßt vier Rauhfußhühnerarten:

Genus Tetrao:	Tetrao urogallus L., 1758	- Auerhuhn (1 Hahn, 1 Henne)
Genus Lyrurus:	Lyrurus tetrix (L., 1758)	- Birkhuhn (2 Hähne, 1 Henne)
Genus Tetrastes:	Tetrastes bonasia (L., 1758)	- Haselhuhn (1 Hahn, 1 Henne)

Neben diesen drei einheimischen Arten findet sich auch eine aus Nordamerika stammende Wildhuhnart:

Genus Bonasa:	Bonasa umbellus (L., 1766)	- Kragenhuhn (1 Hahn, 1 Henne)
---------------	----------------------------	--------------------------------

Die Tiere werden zumeist paarweise gehalten. Ein Birkhahn, Kragenhahn und Kragenhenne sitzen einzeln.

Die Volieren sind als Außenvolieren am Vogelhaus angebracht und ähneln einander im Aufbau: An der Rückwand zieht sich ein ca. 1 m breiter überdachter Sandstreifen hin, in dem sich auch Futter- und Wasserstelle befinden. Der Wasserbehälter steht auf dem Boden, die Futterschüssel etwas erhöht in einem Holzkasten. An den Sandstreifen schließt sich in einer Breite von ca. 2 m Waldboden an, der mit Laub- und Nadelsträuchern bepflanzt ist und ca. 30 cm tief ist. Die Gehege sind untereinander durch Türen verbunden. Eine fotografische Abbildung findet sich bei Hirsch und Wiesner (1986). Ein Birkhahn und die Kragenhenne sind in Ausweichgehege untergebracht, in denen Waldboden und Sandstreifen fehlen und nur Naturboden vorhanden ist.

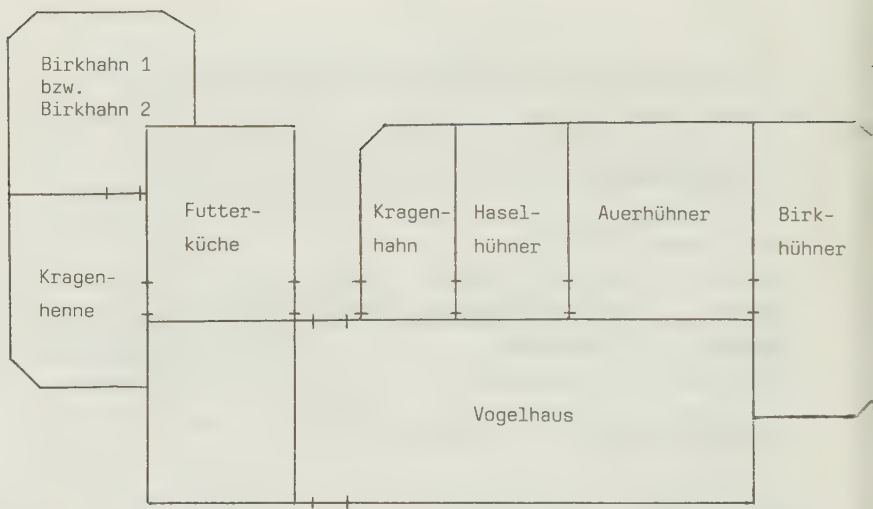


Abb. 1. Schematische Darstellung der Gehege für Rauhfußhühner.

Während des Untersuchungszeitraumes vom April 1985 bis zum September 1986 ergaben sich Veränderungen in der Besetzung der Gehege. So verstarb am 12. 7. 1985 der Auerhahn plötzlich (Unfalltod) und wurde durch einen Junghahn ersetzt.

Mitte April 1986 tauschte man den Birkhahn 1 mit dem jüngeren Birkhahn 2 aus, der jetzt zur Birkhenne kam. Haselhahn und Haselhenne behielten ihr Gehege bei.

Im März 1986 erhielt der Tierpark im internationalen Austausch einen neuen Kragenhahn, da es sich bei dem ursprünglich als Hahn eingestellten Tier um eine Henne handelte. Er befand sich zuerst in einem Ausweichgehege. Nachdem er im April zur Kragenhenne gesetzt wurde und von dieser attackiert wurde, behielt er die Außenvoliere, während die Henne zum Birkhahn 1 gesetzt wurde. Einen Monat später mußten beide getrennt werden, da die Kragenhenne jetzt den Birkhahn attackierte.

Am 5. September 1986 erfolgte eine fast vollständige Umbesetzung der Volieren: Die Auerhühner behielten ihr Gehege und bekamen das der Birkhühner noch dazu. Das Birkhuhnpaar belegt jetzt das Haselhuhngehege und das Haselhuhnpaar das des Kragenhahnes. Dieser wurde in ein Ausweichgehege gesetzt.

Fütterung, Wasserwechsel und Reinigung der Gehege finden in den Morgenstunden statt. Futter und Wasser werden in Metallschüsseln angeboten, die täglich mit heißem Wasser gereinigt werden. Als Futter bietet man ein Universalfutter (Geflügelpellets, Hafer, Weizen, Sonnenblumenkerne, Maisschrot), ein Weichfutter, das mit Mehlwürmern und geriebenen Karotten vermischt wird, Keimfutter (Weizen, Sonnenblumenkerne), Karotten- und Apfelstückchen an.

Durch die immer gleichbleibende Fütterung ist die Kotbeschaffenheit das ganze Jahr hindurch einheitlich. Sie entspricht in etwa der Sommerlosung wildlebender Hühner: walzenförmig, fest oder fladenartig (Lindner, 1974; Schröder et al., 1981). Eine Änderung kann nur im Frühjahr bei denjenigen Hennen festgestellt werden, die Eier legen. Bei ihnen findet man eine Brutlosung, die knollenförmig, hart und doppelt bis dreifach so groß wie die normale Losung ist. Zusätzlich wird zweimal täglich, vorwiegend am Schlafplatz, die zähflüssige Blinddarmlosung abgesetzt.

Die Tierpfleger reinigen die Holzkästen für die Futterschüsseln mit einem Kratzer, den übrigen Kot im Gehege entfernen sie mit Rechen und Bürste, wobei die Geräte für alle Volieren verwendet werden. Jedes Frühjahr werden einige cm Waldboden neu aufgeschüttet und die Gehege neu bepflanzt. Der Sand wird nicht gewechselt.

Da nur der Sandstreifen überdacht ist, ist eine Verschmutzung des Geheges durch Wildvogelkot möglich. Ebenso haben Insekten und Mäuse zugang.

In den Volieren befinden sich zusätzlich Sperlings- und Rauhußkäuze.

Eine prophylaktische Flagellatenbekämpfung mit Ronidazol (Duodegran^R) erfolgt im Abstand von zwei Monaten sieben Tage lang über das Wasser in einer Dosierung von 1 g/3 l Wasser. Eine Entwurmung mit Fenbendazol (Panacur^R) wurde nur bei Befall durchgeführt. Waren mehrere Tiere betroffen, wurde 7 Tage lang über das Futter mit 4 %-igem Panacur-Pulver mit 10 mg/kg Körpergewicht entwurmt. Bei sehr starkem Wurmbefall von einem oder zwei Tieren gab man von der Panacur-Suspension 10 mg/kg Körpergewicht 3 Tage lang mit der Sonde ein.



2.2. Ibisse

(nach Wolters 1975-82)

Ordnung	Ciconiiformes	- Schreitvögel
Unterordnung	Ciconiae	- Storchvögel
Familie	Threskiornithidae	- Ibisse

Der Bestand umfaßt vier Ibisarten:

Genus Threskiornis:	Threskiornis aethiopicus	- Heiliger Ibis (8 Tiere)
	(L., 1758)	Äthiopien, Madagaskar, S-Irak
Genus Carphibis:	Carphibis spinicollis	- Stachelibis (7 Tiere)
	(Jameson, 1835)	Australien.
Genus Eudocimus:	Eudocimus ruber	- Scharlachsichler (ca. 48 Tiere)
	(L., 1758)	Columbien bis Ostbrasilien.
	Eudocimus albus	- Schneesichler (1 Tier)
	(L., 1758)	SW-Amerika bis Peru, Venezuela.

Die Ibisse leben in einer Kolonie in der Freiflugvoliere, in der sie regelmäßig brüten. eine fotografische Abbildung findet sich bei Hirsch und Wiesner (1986). Zur Kolonie gesellen sich auch Seidenreiher. Neben Wald- rappen, Sattelstörchen und einem Weißstorch ist das Gehege noch mit Kron- tauben, verschiedenen Enten- und Kiebitzarten, einem Lärmvogel und Berg- krähen besetzt.

Die Vögel haben Zugang zu einem fließenden Gewässer. Der Volierengrund ist gewachsener Boden mit gepflasterten Wegen. Die Futterstelle befindet sich an einem geteerten Platz, der täglich mit dem Wasserschlauch gerei- nigt wird, wobei das Waschwasser durch einen Gulli abläuft. Fütterung und Reinigung erfolgen morgens. Ibisse, Seidenreiher, Waldrapen und Störche werden gemeinsam gefüttert. Das Futter besteht aus fischen, Eintagsküken, getrockneten Garnelen, kleingeschnittenem Rindfleisch, Mäusen und Geflü- gelpellets, die mit durchgedrehtem Fleisch und Fisch vermischt werden. Dazu kommt noch eine Vitamin-Carotinoid-Vormischung für Ziervögel (Rovi- mix, 1 Maßbecher auf 6 kg Fleisch). Außerdem kann man beobachten, wie die Tiere auf den Wiesen nach Regenwürmern und Insekten suchen.

Das flüssige, weiße Geschmeiß, der Schmelz, besteht vor allem aus dem Harnsäureanteil und unverdaulichen Futterresten (Creutz, 1981). Es wird vornehmlich am Ruheplatz, d. h. in Nestnähe abgesetzt. Größere, unverdauliche Futterbestandteile wie z. B. Haare, Knochen, Federn, Schuppen, Chitintteile u. a. werden als Gewölle ausgeworfen.

Die Wintermonate verbringen die Ibisse in Innengehegen, deren Boden und Wände geflüßt sind. Es wird keine Einstreu verwendet. Die tägliche Reinigung erfolgt durch Abspritzen mit Wasser, das durch Gullis in jedem Gehege abfließen kann.

Beim Aussetzen im Frühjahr findet eine Tuberkuloseuntersuchung und eine prophylaktische Entwurmung mit Levamisol (Citarin-L^R 10 %, 1 ml/20 kg Körpergewicht subkutan) statt. Für den Tuberkulosestest ist bei jedem Vogel eine Blutentnahme aus der Flügelvene bzw. aus der V. jugularis notwendig, die dann mittels Antigen-Antikörper-Reaktion untersucht wird.

3. Die Endoparasiten der in die Untersuchungen einbezogenen Vögel anhand der Literatur

3.1. Rauhfußhühner

3.1.1. Protozoen

Übersicht über die Stellung der bei den Rauhfußhühnern vorkommenden
Protozoen in der Systematik (Levine et al., 1980):

Stamm: Sarcomastigophora

Unterstamm: Mastigophora

Klasse: Zoomastigophorea

Ordnung: Trichomonadida

Gattungen: Histomonas, Trichomonas

Stamm: Apicomplexa

Klasse: Sporozoea

Unterklasse: Coccidia

Ordnung: Eucoccidiida

Unterordnung: Eimeriina

Gattungen: Eimeria, Isospora

Die Bedeutung dieser Parasitengruppe läßt sich an einem von Ippen und Henne (1982) ermittelten Wert ablesen: So erweist sich ein Anteil der protozoären Infektionen von 36,7 % der ermittelten Parasitenbefunde bei Jungvögeln in Zoo- und Wildgehegen als erstaunlich hoch. Besondere Beachtung sollte man dabei den durch *Histomonas meleagridis* gefährdeten Hühnervögeln schenken, die aber auch durch die Kokzidiose bedroht sind (Göltenboth und Klös, 1972).

3.1.1.1. Histomonadenbefall

Erreger der Krankheit, die auch als Typhlohepatitis oder Blackhead der Hühnervögel bekannt ist, ist der Einzeller *Histomonas meleagridis*, Ordn. Trichomonadida.

Schon 1925 wurde nach Ullrich (1931) Blackhead beim Auerwild nachgewiesen, und zwar bei zusammen mit Truthühnern gehaltenen Küken, die mit wenigen Wochen starben. 1931 stellte er dann selbst bei einem eingelieferten Wildvogel, einem jungen Auerhahn, der entkräftet aufgefunden worden war, diesen Parasiten fest.

Histomonas meleagridis lebt als Flagellat mit 1-2 Geißeln in den Blinddärmen und dringt als unbegeißelte Amöbe in die Darmwand ein. Es handelt sich um einen 8-19 µm großen, runden oder länglichen Protozoen, der sich durch Zweiteilung vermehrt. Da keine Dauerstadien gebildet werden, sind die *Histomonas*-stadien nach Boch und Supperer (1983) und Douglass (1981) Außerhalb des Wirtstieres nur wenige Stunden überlebensfähig. Doch sind sie sowohl in *Heterakis gallinarum*-Larven als auch in den embryonierten Heterakiseiern nachweisbar. So bleiben sie bis zu vier Jahre infektiös. Auch die Aufnahme von Transportwirten der Heterakislarven, z. B. Regenwürmern und Arthropoden, führt zur Übertragung (Enders, 1965; Boch und Supperer, 1983).

Wichtig für das Angehen einer Infektion ist das Vorhandensein von Schleimhautläsionen in den Blinddärmen durch Heterakisbefall und das Vorhandensein einer bestimmten Darmflora, wobei sich *E. coli* und *Candida*-Arten als besonders förderlich erwiesen haben (Boch und Supperer, 1983; Kösters, 1985). Auch eine Mangelernährung des Vogels, besonders Vitamin-A-Mangel, dient der Ausbreitung dieser Erkrankung. Die in das Gewebe eingedrungenen Formen führen nach 6-8 Tagen zu punktförmigen Ulzera der Darmschleimhaut und zur Bildung eines käsigen Entzündungsproduktes, das die Blinddärme vollständig ausfüllen kann. Somit wird die Fähigkeit, die Nahrung zu verwerten, eingeschränkt und es kommt zur Schwächung der Tiere.

Des weiteren wird der Erreger über das Pfortaderblut in die Leber geschwemmt und führt dort zu Nekrosen. Am Tier selbst beobachtet man die

Ausscheidung typischer schwefelgelber Fäzes, Apathie, Exsikkose und Kreislaufstörungen, die zu der für diese Krankheit typischen Verfärbung der Kopfhaut führen, die ihr auch den Namen Blackhead, Schwarzkopfkrankheit, einbrachte.

Am gefährdetsten sind Küken im Alter von 3-9 Wochen. Bei Jungtieren kann es durch perakuten Verlauf zu plötzlichen Todesfällen kommen. Ältere Tiere dagegen können gesunden, jedoch bleiben sie als Dauerausscheider eine Gefahr für die anderen.

Die Einschleppung in Zoos erfolgt v. a. durch Wildvögel, aber auch durch Transportwirte. Douglass (1981) schreibt in diesem Zusammenhang, daß Infektionen nur in Außengehegen stattfanden und nie eine Vogelart betroffen war, die nur in Innengehegen gehalten wurde.

Der Nachweis des Erregers erfolgt mikroskopisch, indem von lebendfrischem, noch warmem Kot ein Nativpräparat angefertigt wird (Jakoby und Kösters, 1986).

3.1.1.2. Trichomonadenbefall

Trichomonas gallinae, Ordn. Trichomonadida, ein in Mundhöhle, Oesophagus und Kropf lebender Flagellat, wird von Klös und Lang (1976) bei Hühnervögeln beschrieben, ist aber ohne größere Bedeutung. Damit der Erreger haftet, bedarf es einer gereizten oder verletzten Schleimhaut, wie dies bei Mangelerlernährung bzw. ungeeignetem Futter der Fall sein kann (Grzimek und Gylstorff, 1957).

Der 6-8 μm lange Parasit vermehrt sich durch Zweiteilung. Zu krankhaften Veränderungen kann es direkt an der Eintrittspforte kommen, mit einer fibrös-diphtheroiden Entzündung der Rachen- und Kropfschleimhaut, oder an den inneren Organen mit Lebernekrosen, ähnlich der Histomonadose, und Nekrosen am Herzen und seiner Umgebung (Boch und Supperer, 1983).

Eine durch *Trichomonas gallinarum*, Ordn. Trichomonadida, bedingte Erkrankung kann in Zuchtbeständen zum Problem werden. Der in den Blinddärmen lebende Flagellat, der sich durch Zweiteilung im Darminhalt ver-

mehrt, führt zu einer nekrotisierenden Entzündung (Boch und Supperer, 1983). Es kommt zu gelben, schaumigen Durchfällen und in deren Folge zur Kachexie. Auch Lebernekrosen können angetroffen werden.

Die Diagnose erfolgt direkt im Nativpräparat, das aus einer Kropftupferprobe bzw. aus frisch abgesetztem, noch warmem Kot hergestellt wird.

3.1.1.3. Kokzidienbefall

Bei den bei Rauhfußhühnern vorkommenden Kokzidienarten, Ordn. Eucoccidiida, Unterordn. Eimeriina, handelt es sich nach Davis et al. (1971), Haase (1939), Wetzel und Rieck (1972) um:

		nachgewiesen in	
Auerhuhn:	<i>Eimeria</i> <i>lyruri</i>	UdSSR	(Davis et al.)
	<i>E.</i> <i>ventriosa</i>	Dtl.	(Davis et al., Haase, Wetzel, Rieck)
	<i>E.</i> <i>procera</i>	Dtl.	(Davis et al., Haase, Wetzel, Rieck)
	<i>E.</i> <i>yakisevi</i>	UdSSR	(Davis et al.)
	<i>Isospora</i> <i>lyruri</i>	Schweiz	(Wetzel, Rieck)
Birkhuhn:	<i>Eimeria</i> <i>lyruri</i>	UdSSR, Schweiz	(Davis et al., Wetzel, Rieck)
	<i>E.</i> <i>nadsoni</i>	UdSSR	(Davis et al., Wetzel, Rieck)
	<i>E.</i> <i>tetricis</i>	Dtl.	(Davis et al., Haase, Wetzel, Rieck)
	<i>Isospora</i> <i>lyruri</i>	Schweiz	(Davis et al., Wetzel, Rieck)
Kragenhuhn:	<i>Eimeria</i> <i>angusta</i>	Alaska, Labrador	(Davis et al.)
	<i>E.</i> <i>bonasae</i>	" "	(")
	<i>E.</i> <i>dispersa</i>	" "	(")

Der Erreger, der je nach Art eine Größe von 15-35 μ m haben kann, durchläuft im Darm des Wirtstieres die Stadien der Schizogonie und Gamogonie. Dies geht so vor sich, daß die aufgenommene, sporulierte Oozyste im Darm angedaut wird, die Sporozoiten freigesetzt werden und aktiv in die Epithelzellen eindringen. Hier kommt es zur Schizogonie, d. h. zur ungeschlechtlichen Vermehrung. Die nach Ausbildung mehrerer Schizontengenerationen hervorgehenden Merozoiten werden zu Mikro- und Makroganonten, die sich vereinigen und als unsporulierte Oozysten ausgeschieden werden. Diese Dauerformen durchlaufen im Freien das Stadium der Sporogonie und werden so zu infektionstüchtigen, sporulierten Oozysten.

Die Präpatenzzeit beträgt 4-7 Tage. In dieser Zeit kommt es zu Schädigungen der Dünndarmschleimhaut bis hin zur hämorrhagischen Enteritis. Die Sporulation im Freien ist abhängig von der Witterung.

Nach Gölthenboth und Klös (1970) stellt die Kokzidiose die verlustreichste Parasitose bei Zootieren, vor allem jungen Hühnervögeln, dar. Da die Oozysten bei günstigen Verhältnissen, wie feuchten Ausläufen in der warmen Jahreszeit, schon nach 36 Stunden ansteckungsfähig sind, empfiehlt Aschenbrenner (1985) trockene und sonnige Gehege mit täglicher Kotentfernung, Desinfektion und regelmäßiger Kotuntersuchung zur Feststellung von Oozysten.

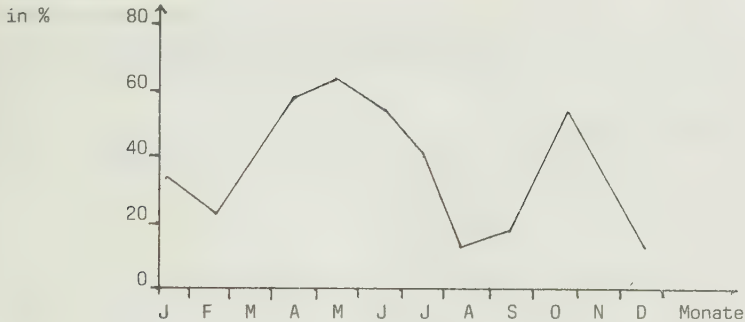
Eine medikamentelle Behandlung ist bei geringem Befall nicht notwendig, da dadurch die Ausbildung einer Immunität gefördert wird, die durch eine ständige leichte Reinfektion aufrechterhalten wird.

Kummerfeld und Stoye (1980) schreiben allerdings, daß durch Umweltbelastung, mangelhafte Hygiene und ungünstige Witterung auch ältere Tiere gefährdet sind. Auch Tschirch (1980) und Tschirch und Wilhelm (1983) bestätigen, daß durch eine andere Darmerkrankung, z. B. eine Clostridieninfektion, eine Kokzidiose durchbrechen und die primäre Erkrankung verstärken kann.

Bejsovec (1977) beschreibt eine jahreszeitliche Schwankung für *Eimeria tetricis* bei freilebenden Birkhühnern, die in Abb. 2 graphisch dargestellt wird:

Abb. 2.

Befallsstärke



Den Anstieg des Parasitenbefalles im Frühjahr begründet er mit der erhöhten Infektionsgefahr am Balz- und Brutplatz. Dazu kommen steigende Temperaturen und Niederschläge im Frühling und Schutz der Oozysten vor Sonneneinstrahlung durch die wachsende Vegetation.

Ebenso scheint eine dichte Schneedecke im Winter zwar die Sporulation zu hemmen, aber ein langfristiges Überleben der Oozysten zu ermöglichen.

3.1.2. Helminthen

Übersicht über die Stellung der bei den Rauhfußhühnern vorkommenden Helminthen in der Systematik (Boch und Supperer, 1983):

Stamm: Plathelminthes

Klasse: Cestoda

Ordnung: Cyclophyllidea

Familie: Davaineidae

Gattung: Raillietina

Familie: Hymenolepidiae

Gattung: Hymenolepis

Stamm: Nematelminthes

Unterstamm: Nematoda

Klasse: Adenophorea

Ordnung: Enoplida

Familie: Trichuridae

Gattung: Capillaria

Klasse: Secernenta

Ordnung: Strongylida

Familie: Syngamidae

Gattung: Syngamus

Familie: Trichostrongylidae

Gattung: Trichostrongylus

Ordnung: Oxyurida

Familie: Heterakidae

Gattung: Heterakis

Ordnung: Ascaridida

Familie: Ascaridae

Gattung: Ascaris

Ordnung: Spirurida

Familie: Acuariidae

Gattung: Acuarina

3.1.2.1. Cestoden

Die bei Rauhfußhühnern gefundenen Arten gehören laut Boch und Forstner (1959), Gräfner (1986), Wetzel und Rieck (1972) zur Ordnung der Cyclophyllidae.

Fam. Davaineidae:	<i>Raillietina cesticillus</i>
	R. <i>urogalli</i>
	R. <i>clobocaudata</i>
	R. <i>retusa</i>

Es handelt sich um 1-25 cm lange und wenige mm breite Würmer, deren Kopf mit zwei Hakenkränzen und 4 Saugnäpfen ausgestattet ist.

Zwischenwirte sind Ameisen, Fliegen, Käfer und Schnecken.

Fam. Hymenolepididae:	<i>Hymenolepis microps</i>
	H. <i>villosa</i>

Die Bandwürmer sind 1,8-4 mm lang und 0,5-18 mm breit und besitzen einen einfachen Hakenkranz.

Zwischenwirte sind Käfer.

Cestoden treten selten auf und verursachen geringgradige Darmentzündungen durch Verletzungen der Dünndarmschleimhaut mit ihren Hakenkränzen. Nur bei Massenbefall treten Krankheitszeichen wie Durchfall, Kachexie und zentralnervöse Störungen auf. So kann ein Bandwurm, der mehrere Jahre alt werden kann, unbemerkt bleiben. Des öfteren wurde auch eine Befallsresistenz bei über drei Monate alten Tieren beobachtet (Boch und Supperer, 1983).

Die Diagnose wird anhand der Sektion durch Nachweis der Würmer oder durch den Fund von Proglottiden auf frisch abgesetztem Kot gestellt (Boch und Supperer, 1983).

3.1.2.2. Nematoden

Der Befall mit Nematoden ist aufgrund ihres weiten Wirtsspektrums und ihrer meist direkten Entwicklung bei Zoovögeln weit verbreitet. Da die Vögel in Außenvoliere leben, ist es nicht zu vermeiden, daß die Gehege durch den Kot wildlebender Vögel verschmutzt werden. Dies ist, neben der Reinfektion durch ungenügende Reinigung der Ausläufe, der Grund für den immer wieder auftretenden Nematodenbefall.

Zu den einzelnen Nematodenerkrankungen:

Capillarienbefall

In der Literatur finden wir bei Boch und Forstner (1959), Gräfner (1986), Enigk und Dey-Hazra (1976) Angaben über verschiedene Capillarienarten, deren Wirtsspezifität nicht sehr ausgeprägt ist. Sie gehören zur Fam. Trichuridae, Ordn. Enoplida:

Capillaria	obsignata	(parasitiert im Dünndarm)
C.	contorta	(" in Kropf und Oesophagus)
C.	annulata	(" in Kropf und Oesophagus)
C.	caudinflata	(" im Dünndarm)
C.	alpina	(" im Dünndarm, bayerisches Alpengebiet)

Bei den beiden ersten, sich direkt entwickelnden Arten kommt es durch die Aufnahme von infektionstüchtigen Eiern, d. h. Erstlarven enthaltenen Eiern zur Ansteckung. Die übrigen drei Arten sind nur durch die Aufnahme larventragender Zwischenwirte, wie Regenwürmer, Schnecken, usw., übertragbar. Nach einer Präpatenz von durchschnittlich 3 Wochen liegen die fortpflanzungsfähigen, 1-4 cm langen Haarwürmer vor, die sich in die Schleimhaut einbohren, wo sie zu exsudativen Entzündungen mit Epitheldefekten führen.

Enigk und Dey-Hazra (1971) beschreiben diesen Vorgang bei *Capillaria obsignata*: Die ersten 11 Tage verbringen die aufgenommenen Larven in

den Krypten der Lieberkühnschen Drüsen des Wirtsvogels. Ab dem 12. Tag findet man sie dann in der Mucosa, vor allem zwischen den Zotten. Die geschlechtsreifen Würmer liegen auf der Schleimhaut, ihr Oesophagus intraepithelial. Zum Teil durchbohren sie auch die Mucosa und man findet sie dann subepithelial. Durch die durch die Würmer ausgelöste Schleimhautentzündung kommt es zur Verkürzung und Umfangsvermehrung der Zotten, zur Desquamation und damit zur Geschwürbildung.

Die besonders bei Jungtieren auftretenden typischen Anzeichen einer Haarwurmkrankheit sind wässriger Durchfall, Kachexie und Anämie.

Capillarien findet man nach Kirsch und Fischbach (1982) hauptsächlich bei Staren, Drosseln, Sperlingen, Krähen und Tauben.

In der freien Natur verläuft die Krankheit oft dramatischer als im Gehege, wo andere schädigende Einflüsse fehlen. So können wiederholte Infektionen zusammen mit anderen parasitären Erkrankungen, Ernährungs- und Haltungsfehlern die Krankheitserscheinungen verstärken.

Die Unterscheidung der einzelnen Arten anhand der typischen zitronenförmigen Eier (50-60 μm x 20-30 μm) mit Polpfröpfen ist Experten vorbehalten. Eine sichere Differenzierung ist nur anhand der geschlechtsreifen Würmer zu treffen (Boch und Supperer, 1983).

Syngamusbefall

Der Erreger ist *Syngamus trachea*, Fam. Syngamidae, Ordn. Strongylida. Die in Dauerkopulation lebenden, blutsaugenden Würmer (Weibchen bis 20 mm, Männchen bis 6 mm Länge) haben ihren Sitz in der Trachea, wo sie eine exsudative Schleimhautentzündung, die von Atembeschwerden begleitet wird, auslösen. So kann *Syngamus trachea* im Gegensatz zu anderen Parasiten bereits in relativ geringer Zahl primär den Tod des Wirtstieres, besonders bei Jungtieren mit einem kleineren Tracheendurchmesser, verursachen (Enigk und Dey-Hazra, 1970).

Die abgelegten Eier gelangen durch Husten in die Schnabelhöhle, werden abgeschluckt und mit dem Kot ausgeschieden. Die Entwicklung verläuft direkt, doch findet die Übertragung hauptsächlich durch Transportwirte, vor allem Regenwürmer, statt.

Die infektiöse Larve III entwickelt sich je nach Temperatur innerhalb von 8-14 Tagen im Ei. Sie schlüpft bei niedrigen Temperaturen nur zu einem geringen Prozentsatz. Die Infektion erfolgt durch das die Larve III beinhaltende Ei, durch die geschlüpfte Larve oder durch die die Larve tragenden Transportwirte. Der Weg der aufgenommenen Larve III verläuft über den Dünndarm und das Pfortaderblut zur Leber und von dort in die Lunge. Seltener kommt es zu einer Wanderung durch die Leibeshöhle. Die dritte und vierte Häutung vollzieht sich nur in der Lunge. Nach einer Präpatenz von 18-20 Tagen findet man die adulten Würmer in den Lungenpfеifen, wo sie kopulieren und gemeinsam zur Trachea wandern. Dort verursachen sie eine Schleimhautschwellung mit Exsudatbildung, die Atembeschwerden und das für die Erkrankung typische Kopfschleudern zur Folge hat.

Bei starkem Befall können einige Würmer auch in den Lungenpfеifen bleiben, wo sie durch Wandschädigung ein interstitielles Emphysem auslösen können, das auf Hals und Kopf übergreifen kann. In solchen Fällen tritt der Tod nach wenigen Tagen ein (Enigk und Dey-Hazra, 1970).

In trockenen Sommern, in denen die Regenwürmer nicht an die Oberfläche kommen, ist die Syngamose unbedeutend. Enigk und Dey-Hazra (1975) ermittelten die höchste Befallsstärke im August/September. Dies ist verständlich, da der Entwicklungsnullpunkt der Syngamuseier schon bei + 15° C liegt. Temperaturschwankungen werden von den Parasitenstadien im Freien sehr schlecht vertragen. So überleben freie Larven III den Winter nicht, Temperaturen von + 25° C werden nur drei Tage lang überstanden. Jedoch können sie in Sammelwirten über vier Jahre infektiös bleiben. *Syngamus trachea* lebt im Endwirt ca. 3-4 Monate lang.

Er befällt vor allem Jungvögel, da sich nach Kirsch und Fischbach (1982) bei älteren Tieren durch wiederholte Infektionen eine Präunität ausbildet. Enigk und Dey-Hazra (1970) empfehlen daher eine getrennte Haltung von Jung- und Altvögeln, da die Ausläufe durch Syngamuseier oft mehrere Jahre infiziert bleiben. Außerdem berichten sie 1970, daß in Fasanen, die zwischen der zweiten Novemberwoche und der ersten Februarwoche erlegt wurden, keine Stadien von *Syngamus trachea* gefunden wurden. Das bedeutet, daß der Parasit im Wildgeflügel nicht überwintert. Die Küken infizieren sich also im Frühjahr durch über-

winterte Eier oder Parasitenstadien tragende Zwischenwirte.

Für die Einschleppung der Syngamose in Zoobestände sind nach Klös und Lang (1976), Gräfner und Betke (1970) Krähen, Dohlen, Stare, Sperlinge, Amseln und Türkentauben neben anderen Wildvögeln hauptverantwortlich. Ein Wurmbefall kann bei starkem Befall durch den direkten Nachweis der Würmer bei geöffneter Schnabelhöhle oder durch den Einachweis bei Kotuntersuchungen festgestellt werden (Boch und Supperer, 1983; Thienpont et al., 1979).

Trichostrongylidenbefall

Der zur Fam. Trichostrongylidae, Ordn. Strongylida, gehörende 6-8 mm lange dünne *Trichostrongylus tenuis* wird nur bei Huber (1964) erwähnt, der den Nematoden beim Auerhuhn gefunden hat.

Davis et al. (1971) beschreibt die direkte Entwicklung: Die mit dem Kot abgesetzten Eier entwickeln sich innerhalb weniger Tage bis zur Larve III, die sehr aktiv ist und nach Aufnahme durch den Wirtsvogel im Blinddarm in 4-7 Tagen bis zum fortpflanzungsfähigen Parasit heranwächst.

Bei natürlichen Infektionen kommt es zu keinen Krankheitserscheinungen. Nur bei experimentell erzeugten, sehr starken Wurminvasionen kann es zu Kachexie und Anämie kommen (Boch und Supperer, 1983). Auch ein schlechter Allgemeinzustand des Wirtes kann die Infektionsgefahr erhöhen (Wilson und Wilson, 1978).

Eine Diagnose des Wurmbefalles erfolgt durch den Einachweis bei Kotuntersuchungen. Abbildungen findet man bei Boch und Supperer (1983) und bei Thienpont et al. (1979).

Heterakidenbefall

Wetzel und Rieck (1972) beschreiben den Befall von Auer- und Birkwild

mit *Heterakis gallinarum*, Fam. Heterakidae, Ordn. Oxyrida. Bei Davis et al. (1971) findet man Angaben über einen beim Kragenhuhn in Amerika gefundenen Pfiemenschwanz: *Heterakis bonasae*.

Die in den Blinddärmen lebenden, 7-15 mm langen Würmer machen eine direkte Entwicklung durch. Die Bildung einer Larve im Ei ist temperaturabhängig und dauert zwischen 5 und 78 Tagen. Die Ansteckung erfolgt durch Aufnahme embryonierter Eier oder von Regenwürmern, die als Stapelwirte dienen können. Die Larven schlüpfen im Dünndarm und erreichen innerhalb von 24 Stunden die Blinddärme, wo sie für 2-5 Tage in die Schleimhaut eindringen. Als geschlechtsreife Würmer kehren sie in das Darmlumen zurück. Die Infektion führt am Ort zur Verdickung und Entzündung der Schleimhaut, verläuft aber sonst ohne äußere Krankheitsanzeichen (Boch und Supperer, 1983).

Interessant ist, daß nach Untersuchungen von Kemp und Franson (1975) die Präpatenzzeit von 28-35 Tagen nach Verfütterung von embryonierten Heterakiseiern durch die Verabreichung von infizierten Regenwürmern auf 24 Tage verkürzt wird.

Eine wichtige Rolle spielt der Nematode in der Übertragung der Histomonadose, da das Weibchen fähig ist, aufgenommene Histomonasstadien im Ei an die Umwelt abzugeben, und die Larven im neuen Wirt durch Schleimhautdefekte das Angehen der Protozoeninfektion begünstigen.

Ein Nachweis der Eier ist durch Kotuntersuchungen möglich (Boch und Supperer, 1983; Thienpont et al., 1979).

Askaridenbefall

Es kommen nach Wetzel und Rieck (1972) für Rauhußhühner zwei Arten in Frage:

Ascaridia compar, seltener *Ascaridia galli*,
Fam. Ascaridae, Ordn. Ascaridida.

Die Entwicklung erfolgt direkt. Nachdem die bis zu 11 cm langen, gelblichen Würmer, die im Dünndarm leben, die Eier abgegeben haben, entwickeln sich diese im Freien temperaturabhängig in mindestens 5 Tagen

bis zum die Larve II enthaltenden infektiösen Stadium. Nach Aufnahme durch den Entwirt kommt es zu einer dritten und vierten Häutung. Zum Teil leben die Larven dabei in der Schleimhaut, kehren aber dann ins Darmlumen zurück. Nach mindestens 28 Tagen sind die Spulwürmer fortpflanzungsfähig.

Sie können bei starkem Befall zu einer tödlichen Darmobturation führen, verursachen ansonsten durch die Schleimhautschädigung eine schlechtere Resorption. Die Würmer wirken hauptsächlich durch ihre Stoffwechselprodukte schädigend. Die Folgen sind Durchfall, Inappetenz bis hin zu zentralnervösen Störungen.

Durch Reinfektion kann eine Immunität ausgebildet werden, die jedoch nur einen geringen Schutz bietet (Boch und Supperer, 1983).

Die Diagnose wird durch Sektion oder eine Kotuntersuchung auf Nematodeneier gestellt (Boch und Supperer, 1983; Thienpont et al., 1979).

Spiruridenbefall

Spiruriden gehören zur Fam. Acuariidae, Ordn. Spirurida.

Wetzel und Rieck (1972) beschreiben zwei Arten beim Auer- und Birkwild:

Acuaria spiralis, als Zwischenwirte dienen Landasseln;

A. hamulosa, als Zwischenwirte dienen Käfer und Heupferdchen.

Davis et al. (1971) gibt für das Kragenhuhn

Dispharynx nasuta, als Zwischenwirte dienen Asseln, an.

Acuaria spiralis erreicht eine Länge von maximal 10 mm und schmarotzt im Drüsenmagen in den Ausführungsgängen der Schleimhautdrüsen. Dadurch kommt es zur exsudativen Entzündung der Magenwand bis hin zu Ulzerationen.

Acuaria hamulosa, ein bis 25 mm langer Fadenwurm, findet sich im Muskelmagen, wo er unter der Coelinschicht sitzt. Es kommt zur Schädigung der

Keratinoidschicht und zur Bildung von Knötchen in der Muskulatur. Dispharynx nasuta trifft man in Oesophagus, Kropf, Drüsenmagen und Darm an. Er erreicht nur eine Länge von 10 mm.

Allen drei Arten gemeinsam ist ihre indirekte Entwicklung über Zwischenwirte. Folgen des Befalles sind eine schlechte Futterverwertung aufgrund der Schleimhautschäden und damit ein schlechter Ernährungszustand des Wirtes.

Die Diagnose läßt sich entweder bei der Sektion oder durch eine Kotuntersuchung auf Nematodeneier stellen (Boch und Supperer, 1983; Thienpont et al., 1979).

3.2. Ibisse

Die Suche nach entsprechenden Literaturstellen gestaltete sich sehr schwierig, so daß das Ergebnis dementsprechend gering war.

3.2.1. Protozoen

Systematik s. S. 8.

Bei Allmacher (1968) und Huber (1964) findet man Angaben über den Fund von Kokzidien bei Ibissen. Es wurde jedoch keine genauere Differenzierung durchgeführt. Zur Entwicklung s. S. 11 und 12.

3.2.2. Helminthen

Huber (1964) berichtet über Funde von

Syngamus trachea	Fam. Syngamiidae, Ordn. Strongylida,
Ascaridia spec.	Fam. Ascaridae, Ordn. Ascaridida,
Capillaria spec.	Fam. Trichuridae, Ordn. Enoplida.

Eine genauere Auflistung der Helminthen beim Schneesichler in Florida findet man bei Bush und Forrester (1973, 1976), die 140 Tiere untersuchten, und bei Pence und Bush (1973). Sie fanden insgesamt 42 verschiedene Helminthenarten, wobei aber nur 23 Arten als stationäre Parasiten, der Rest als Passageformen angesehen wurden. Als Kriterien wurden die Anwesenheit adulter Formen und eine Befallsstärke von mindestens 5 % angenommen.

Um eine gewisse Übersicht zu schaffen, wurde versucht, sie in die Systematik nach Boch und Supperer (1983) unter Zuhilfenahme von Brohmer et al. (1961) einzuordnen:

Stamm: Plathelminthes

Klasse: Trematoda

Unterklasse: Digenea

Familie: Strigeidae

Gattung: Parastrigea diovadena

Familie: Diplostomatidae

Gattung: Posthodiplostomum minimum

Familie: Echinostomatidae

Gattungen: Patagifer vioscai, Parorchis acanthus

Familie: Microcoeliidae

Gattung: Lyperosomum sinuosum

Familie: Heterophyidae

Gattungen: Ascocotyle mcintoshi, Ascocotyle ampullaceae

Familie: Stomylotrematidae

Gattung: Stomylotrema vicarium

Familie: Eucotylidae

Gattung: Tanaisia fedtschenkoi

Trematoden unbekannter Zuordnung: Polycyclorchis eudocimi

Gynaecotyla adunca

Carneophallus turgidus

Probolocoryphe glandulosa

Klasse: Cestoda

Ordnung: Cyclophyllidea

Familie: Hymenolepididae

Gattung: Microsomacanthus sp.

Cestode unbekannter Zuordnung: Parvitaenia ibisae

Stamm: Nematelminthes

Unterstamm: Nematoda

Klasse: Adenophorea

Ordnung: Enoplida

Familie: Trichuridae

Gattung: Capillaria contorta

Klasse: Secernentea

Ordnung: Rhabditida

Familie: Strongyloididae

Gattung: Strongyloides sp.

Ordnung: Strongylida

Familie: Syngamidae

Gattungen: Cyathostoma sp., Syngamus trachea

Ordnung: Ascaridida

Familie: Ascaridae

Gattung: Ascaris sp.

Ordnung: Spirurida

Familie: Acuariidae

Gattungen: Skrjabinoclava thapari, Ancyracanthopsis
coronata

Familie: Tetrameridae

Gattung: Tetrameres williamsi

Nematoden unbekannter Zuordnung: Sciadiocara umbellifera

Unterstamm: Acanthocephala

Kratzer unbekannter Zuordnung: Southwellina dimorpha

3.2.2.1. Trematoden

Die 0,2 bis 130 mm großen Saugwürmer besitzen einen Mundsaugnapf, mit dem sie Gewebsteile und Blut aufnehmen und oft einen Bauchsaugnapf, mit dem sie sich festsaugen.

Ihre Entwicklung erfolgt durchwegs über ein oder zwei Zwischenwirte, wobei der erste Zwischenwirt fast immer ein Weichtier (Schnecke oder Muschel) ist. Im ersten Zwischenwirt kommt es zur Entwicklung einer Zerkarie, die das Weichtier aktiv verläßt und direkt in den Endwirt eindringt oder sich im Freien zur Metazerkarie enzystiert und vom Vogel aufgenommen wird.

Der Sitz der Trematoden im Wirt kann sehr verschieden sein. Sie können in allen mit Schleimhaut ausgekleideten Körperhöhlen und -gängen angetroffen werden und führen dort zu Schleimhautentzündungen und Blutverlust.

Der Nachweis erfolgt bei der Sektion oder durch Kotuntersuchung, um Trematodeneier festzustellen (Boch und Supperer, 1983; Thienpont et al., 1979).

3.2.2.2. Cestoden

Die über Zwischenwirte verlaufende Entwicklung der Cestoden wurde schon auf S. 15 beschrieben.

3.2.2.3. Nematoden

Im großen und ganzen werden die Parasiten im Punkt 3.1.2.2. ab S. 16 beschrieben. Hier seien nur mehr jene erwähnt, die bei den Rauhfußhühnern nicht erfaßt wurden.

Syngamidenbefall

Im Gegensatz zu dem auf S. 17 besprochenem *Syngamus trachea* leben die Männchen und Weibchen von *Cyathostoma* sp. nicht in Dauerkopulation. Ansonsten entspricht ihre Entwicklung der von *Syngamus trachea* (Boch und Supperer, 1983).

Spiruridenbefall

Auch bei dem im Drüsenmagen lebenden *Tetrameres williamsi* verläuft die Entwicklung über Zwischenwirte wie Wasserflöhe und Flohkrebse. Eine Schädigung des Wirtes entsteht vor allem durch die Weibchen, die in die Drüsengänge eindringen und damit zur Schwellung, Entzündung und Atrophie der Drüsen führen (Boch und Supperer, 1983).

Kratzerbefall

Die gelegentlich beim Wassergeflügel vorkommenden, im Dünndarm lebenden Kratzer entwickeln sich indirekt. Als Zwischenwirte dienen Kleinkrebse (Klöß und Lang, 1976). Sie besitzen einen mit Haken besetzten Rüssel, mit dem sie beim Festhalten Schleimhautläsionen verursachen. Bereits die in Eiern abgesetzten Larven sind mit Haken ausgerüstet. Durch den Nahrungsentzug kann es bei starkem Befall zu Abmagerung und Tod des Wirtsvogels kommen.

Die Diagnose erfolgt bei der Sektion oder durch Kotuntersuchung (Boch und Supperer, 1983).

3.3. Therapievorschläge

3.3.1. Protozoologische Erkrankungen

3.3.1.1. Histomonadose

Zur Therapie empfehlen Boch und Supperer (1983), Siegmann (1983) Imidazol-Derivate wie Ronidazol (Duodegran^R), Dimetridazol (Emtryl^R) und Ipronidazol (Ipropan^R). Zusätzlich sollten Vitamingaben erfolgen. Beides wird über das Trinkwasser verabreicht.

Voraussetzung für einen Erfolg sind jedoch hygienische Maßnahmen und die Bekämpfung des Heterakisbefalles.

3.3.1.2. Trichomoniasis

Die Behandlung erfolgt wie bei der Histomonadose mit Imidazol-Derivaten.

3.3.1.3. Kokzidiose

Als Therapie verordnet Aschenbrenner (1985) eine verlängerte Behandlung mit Amproliumhydrochlorid und Ethopabat (Amprolvet Super^R) ber 2x5 Tage im Trinkwasser. Zwischendurch sollte über 4 Tage ein Trinkwasser mit Vitamin A-D-E-C-Zusatz angeboten werden.

Wichtig ist bei dieser Parasitose die häufige Entfernung des Kotes, um den Infektionsdruck im Gehege möglichst niedrig zu halten.

Außerdem sollte auf trockene Böden geachtet werden, um die Sporulation der Oozysten zu behindern.

3.3.2. Helminthologische Erkrankungen

3.3.2.1. Trematodenbefall

Als Therapeutikum kann nach Boch und Supperer (1983) Niclosamid (Mansonil^R) eingesetzt werden. Wichtig ist bei dieser Parasitose die Bekämpfung der Zwischenwirte.

3.3.2.2. Cestodenbefall

Die Bekämpfung erfolgt nach Kummerfeld und Stoye (1980) mit Niclosamid (Mansonil^R) über das Morgenfutter oder direkt mit einer Sonde am ersten und dritten Behandlungstag, oder mit Praziquantel (Droncit^R) als Injektion.

Auch hier ist ohne eine Dezimierung der Zwischenwirte keine sinnvolle Therapie durchzuführen.

3.3.2.3. Nematodenbefall

Zur Behandlung bietet sich nach Enigk und Dey-Hazra (1976, 1978), Tiefenbach (1976), Giebel (1984), Göltenboth und Klös (1978), Sambeth (1980), Supperer und Kutzer (1981) Fenbendazol (Panacur^R) oder Febantel (Rintal^R) über das Futter 6 Tage lang verabreicht an, wobei bei einer Syngamose der Febantelgehalt auf das Doppelte erhöht werden sollte, um eine hundertprozentige Wirkung zu erreichen. Mit Fenbendazol werden nach Kirsch und Fischbach (1982) auch unreife Stadien von Syngamus trachea erreicht. Eine gute Wirkung zusammen mit einer guten Verträglichkeit bietet nach Wiesner (1973) auch die Anwendung von Mebendazol (Mebenvet^R) über das Futter. Zur Injektionsbehandlung kann Levamisol (Citarin-L^R) verwendet werden.

Zu beachten ist nach Enigk et al. (1975), daß bei massiver Invasion von

Askariden ein Teil der Larven im Stadium III und IV verharren kann und zu dieser Zeit therapeutisch schwer zu erreichen sind. Zur Unterstützung der Therapie sollten die Ausläufe gründlich gereinigt und soweit möglich desinfiziert werden. Wetzell und Rieck (1972) empfehlen auch eine 10 cm tiefe Abtragung des Gehegebodens und ein Auffüllen mit trockenem Sand, da dieser leicht zu wechseln ist und schnell abtrocknet. Regenwürmer, Schnecken und Insekten sollten so gut als möglich beseitigt und Wildvögel von den Volieren abgehalten werden.

3.3.2.4. Acanthocephalenbefall

Nach Boch und Supperer (1983) kann eine Therapie mit Dichlorophen versucht werden.

4. Eigene Untersuchungen

4.1. Material und Methodik

Der zu untersuchende Tierbestand setzte sich aus 9 Rauhußhühnern und einer Kolonie von Ibissen mit ca. 70 Tieren zusammen.

Durch Ausfälle, Ersatzbeschaffungen und Nachzucht schwankte die Zahl. Untersucht wurde im Zeitraum April 1985 bis September 1986 in 14-tägigem Abstand.

4.1.1. Probenentnahme

Die Entnahme der Kotproben erfolgte am frühen Vormittag, zu einer Zeit, zu der auch die Tierpfleger die Volieren zur Reinigung und Fütterung betraten. Die Gründe hierfür waren erstens der nach Borchert (1960) und vom Bruch (1986) im Morgenkot reichhaltigste Gehalt an Parasitenstadien und zweitens eine möglichst geringe Störung der Vögel.

Rauhußhühner:

Es wurde unter Sichtkontrolle von jedem Tier einzeln eine frisch abgesetzte Kotprobe gesammelt, die zunächst an Ort und Stelle in noch warmem Zustand einer mikroskopischen Untersuchung auf Flagellaten unterzogen wurde. Am gleichen Tag erfolgte eine Prüfung auf Kokzidienoozysten und Helmintheneier im Institut für Geflügelkrankheiten.

Die Blinddarmlosung konnte meist nur in kaltem Zustand unter dem Schlafplatz gesammelt werden, da sie früh morgens und abends abgesetzt wird.

Ibisse:

Bei den Ibissen wurde in der Freiflugvoliere über Nacht von den Tierpflegern eine Plane unter den Nistbäumen der Kolonie ausgebreitet, so

daß am nächsten Morgen eine Sammelkotprobe gezogen werden konnte. Da einzelne Koloniemitglieder auch auf anderen Bäumen schliefen, wurden nicht alle Tiere erfaßt. Nur im Winterquartier war dies möglich. Da es sich nicht um frisch abgesetzten Kot handelte, entfiel die Untersuchung auf Flagellaten. Stattdessen bot sich jedes Frühjahr beim Aussetzen der Ibis in die Freiflugvoliere die Möglichkeit, einen Kropf- und Kloakentupfer zu nehmen und sofort zu untersuchen.

4.1.2. Flagellatenuntersuchung

Bei den Rauhußhühnern wurde alle 4 Wochen eine kleine Menge frischwarm ausgeschiedenen Kotes auf einen Objektträger aufgetragen, mit etwas physiologischer Kochsalzlösung suspendiert, mit einem Deckglas versehen und mikroskopisch (Objektiv 10x und 40x) untersucht.

Die Kropfproben der Ibis wurden mit einem Wattetupfer, der mit physiologischer Kochsalzlösung angefeuchtet war, entnommen, sofort auf einem Objektträger ausgedrückt und unter einem Deckglas auf die gleiche Art und Weise wie bei den Rauhußhühnern durchgesehen.

Für die Kloakenproben kamen 10 ml-Glaspipetten zum Einsatz, die in die Kloake des in Rückenlage fixierten Vogels eingeführt wurden. Durch leichtes Ansaugen wurde versucht, Kloakeninhalt zu gewinnen, mit dem auf die gleiche Weise wie oben beschrieben verfahren wurde.

Hier sei vermerkt, daß nicht alle Ibis untersucht werden konnten, da durch die vorausgegangene Blutentnahme zur Tuberkuloseuntersuchung bei einigen Tieren Schockgefahr bestand.

Um eine verdächtige Probe jederzeit konservieren zu können und so eine Flagellatenbestimmung am Institut zu ermöglichen, stand in Röhrchen abgefüllte PAF-Lösung nach Torres zur Verfügung (Siegmann, 1983):

20 g Phenol
125 ml Äthanol 95 %
50 ml Formalin 40 %
825 ml physiologische NaCl-Lösung

1020 ml

4.1.3. Kokzidien- und Helminthenuntersuchung (nach Schütze, 1974)

Flotationsmethode:

Zur Verarbeitung kam ein haselnußgroßes Stück Kot. Es wurde versucht, bei den Rauhußhühnern wenn möglich auch Blinddarmkot zu verwenden. Die Probe wurde in einem Porzellanmörser mit einer kleinen Menge gesättigter Kochsalzlösung verrührt, dann mit ca. 30 ml derselben Lösung aufgefüllt, in ein Reagenzglas bis zum Rand abgeseiht, mit einem Deckglas abgedeckt und 30 Minuten stehengelassen. Dann erfolgte der Übertrag des Deckglases auf einen Objektträger, wo es mäanderlinienförmig durchgesucht wurde (Objektiv 10x und 40x).

Mit dieser Methode werden Nematodeneier und Kokzidienoozysten erfaßt. Die Befallsstärke teilte sich bei den Nematoden in 5 Grade ein:

- 0 = negativ
- 1+ = 1 Nematodenei/Deckglas
- 2+ = 2-4 Nematodeneier/Deckglas
- 3+ = 5-7 Nematodeneier/Deckglas
- 4+ = mehr als 7 Nematodeneier/Deckglas

Im Falle der Kokzidienoozysten wird das gleiche Schema verwendet, nur auf Oozysten/Gesichtsfeld beschränkt.

Sedimentationsmethode:

Um Bandwurmproglottiden und -eier, Trematodeneier, Acanthocephaleneier, evtl. Capillarien- und Spirurideneier, die nicht immer mit der Flotationsmethode erfaßt werden können, festzustellen, wurde ein weiteres Stück der Kotprobe mit abgestandenem Wasser verrührt und in ein Reagenzglas abgeseiht. Nach 20 Minuten wurde der Bodensatz in eine Petrischale gegossen und mit dem 10er-Objektiv durchgemustert.

Zu Beginn der Untersuchungen im Frühjahr 1985 stellte ich auch einige Male Doppelansätze derselben Kotprobe mit gesättigter Kochsalzlösung

und NaCl-ZnCl-Lösung her. Doch die Ergebnisse unterschieden sich nicht, so daß ich weiterhin die auch am Geflügelinstiut verwendete und umweltfreundlichere NaCl-Lösung benutzte.

4.2. Ergebnisse der endoparasitologischen Untersuchungen

Untersuchungsergebnisse s. Tab. 1-6.

Tab. 1. Prozentsatz der Parasitennachweise in den untersuchten Proben (n=39)

	Auerhahn	Auerhenne	Birkhahn1	Birkhahn2	Birkhenne	Haselhahn	Haselhenne	Kragenhahn	Kraghenne
insgesamt	20,5	41,0	51,3	20,5	43,6	0	5,1	23,1	17,9
Kokzidien-oozysten	20,5	35,9	12,8	17,9	17,9	0	5,1	2,6	5,1
Syngamus-eier	0	5,1	26,4	2,6	26,4	0	0	0	0
Kapillarieneier	2,6	2,6	20,5	0	10,0	0	0	20,5	12,8
Spirurideneier	0	0	7,7	0	5,1	0	0	0	0
Askarieneier	0	0	0	0	0	0	0	0	2,6
Summe	23,1	43,6	67,4	20,5	59,4	0	5,1	23,1	20,5

Ist die Summe der einzelnen Befallstärken größer als der Prozentsatz der insgesamt positiven Proben, so weist dies auf einen Doppelbefall mit zwei verschiedenen Parasiten hin. Die einzelnen Werte, aus denen die Prozentzahlen errechnet wurden, sind in Tab. 2-6 zu finden.

4.2.1. Protozoologische Untersuchungen

Bei den Rauhußhühnern konnten nur Kokzidienoozysten festgestellt werden. Die Untersuchungen bei den Ibissen verliefen negativ.

Vom Kokzidienbefall besonders betroffen waren Auer- und Birkwild, wobei Beim Auerwild zwei verschiedene Typen von Eimeriaoozysten und beim Birkwild ein Typ gefunden wurden. In der Bestimmung der Kokzidienarten be-
rufe ich mich vor allem auf Haase (1939). Im Vergleich mit dessen Angaben kann es sich um die Arten

Eimeria ventriosa und *Eimeria procera* beim Auerwild und
Eimeria tetricis beim Birkwild handeln,

die einzeln oder gemeinsam auftraten. Befallsfrei war der Haselhahn. Aufgrund der geringen Befallstärke wurde keine Behandlung durchgeführt, so daß die Untersuchungen dadurch ungestört blieben.

Der Prozentsatz der bei den Untersuchungen auf Kokzidienoozysten positiven Proben findet sich in Tab. 1, die einzelnen Werte in Tab. 2.

4.2.2. Helminthologische Untersuchungen

An erster Stelle steht der Syngamusbefall. Betroffen waren die Auerhenne und die Birkhühner, wobei Birkhahn² sich erst infizierte, nachdem er zur Birkhenne gesetzt worden war. Hier traten auch das einzige Mal Krankheitszeichen auf: Die Birkhenne zeigte am 14. 12. 1985 bei einer Befallstärke von 4+ Niesen mit anschließendem Kopfschleudern und saß aufgeplustert und teilnahmslos im Gehege. Zu den einzelnen Werten s. Tab. 3, prozentualer Anteil an den Untersuchungen s. Tab. 1.

Eine ebenfalls hohe Ausscheidungsrate ergab sich für Kapillarieneier. Der Befall konzentrierte sich auf den Birkhahn¹ und die Birkhenne, sowie die Kragenhühner. Genauere Daten ergeben sich aus Tab. 1 und Tab. 4. Unbedeutend war hingegen der Befall mit Askariden und Spiruriden (s. Tab. 1 und Tab. 5).

Die Ergebnisse werden durch die aufgrund des starken Befalls des öfteren durchgeführten Entwurmungen gestört. Andererseits lassen sich so Reinfektionen erkennen.

Bei den Ibissen war außer einem einzelnen Syngamusei, das am 13. 7. 1985 gefunden wurde, kein Wurmbefall festzustellen. Da die Altvögel zu dieser Zeit gerade ihre Jungen aufzogen, wurde sofort behandelt.

Tab. 3: Syngamusbefall

* Entwurmung mit Mebendazol

	Auer- hahn	Auer- henne	Birk- hahn 1	Birk- henne	Birk- hahn 2	Hasel- hahn	Hasel- henne	Kragen- hahn	Kragen- henne	
06.04.1985										
20.04.										
04.05.										
18.05.										
01.06.										
15.06.		2 +	2 +	1 +						
29.06.	*	*	2 + *	2 + *	*	*	*	*	*	* Auerhahn gestorben
13.07.										* neuer Auerhahn
27.07.										
10.08.										
24.08.			1 +							
07.09.			1 + *	*						
21.09.										
05.10.										
19.10.			2 +	1 +						
02.11.			3 +	2 +						
16.11.			2 +	1 +						
30.11.			2 +	1 +						
14.12.	*	*	2 + *	4 + *	*	*	*	*	*	*
28.12.										
11.01.1986										
25.01.										
08.02.										
22.02.										
08.03.										* neuer Kragen- hahn
22.03.										Austausch Birkh. 1 u. 2, Kragenhenn hinten, Kragenhahn vorne
05.04.										
19.04.										
03.05.	*	*	*	*	*	*	*	*	*	* Kragenhenn alleine
17.05.										
31.05.										
14.06.				1 +						
28.06.	*	*	1 + *	3 + *	*	*	*	*	*	*
12.07.										
26.07.										
09.08.										
23.08.										
06.09.	*	*	*	3 + *	2 + *	*	*	*	*	* Unbesetzung der Gehege
20.09.		1 +								

Tab. 6: Endoparasitenbefall

* Entwurmung mit Mebendazol

+ Kokzidien
o Syngamus
x Kapillarien
z Askariden
/ Spiruriden

	Auer- hahn	Auer- henne	Birk- hahn 1	Birk- henne	Birk- hahn 2	Hasel- hahn	Hasel- henne	Kragen- hahn	Kragen- henne	
06.04.1985	+	++			+				+	
20.04.	+	+	+	+	+		+	+		
04.05.	+	+			+					
18.05.		+			+					
01.06.		+	+	+	+					
15.06.		+	oo	+	o				+	z
29.06.	.	o	x oo *	oo *	*	*	*	*	*	→ Auerhahn gestorben
13.07.		+	x		+					→ neuer Auerhahn
27.07.	+ x	+					+			
10.08.										
24.08.			o	+						
07.09.			o *	*						
21.09.			/	+						
05.10.										
19.10.			oo	o						
02.11.			/// oo	/ oo						
16.11.			// oo	/ o						
30.11.			oo	x o						
14.12.	*	*	x oo *	xxoooo*	*	*	*	*	*	
28.12.										
11.01.1986		+	+	+				x		
25.01.		+						x	x	
08.02.								x	x	
22.02.										
08.03.								xx	x	→ neuer Kragen- hahn
22.03.		++	+ x	+ x				x		→ Austausch Birkh. 1 u. 2, Kragenhenne
05.04.			x					x		hinten, Kragenhahn vorne
19.04.			x	x				x	x	
03.05.	+ *	x *	x *	*	*	*	*	*	x *	→ Kragenhenne alleine
17.05.	++									
31.05.		+	x							
14.06.				o						
28.06.	+	+	oo	oo	oo *	*	*	*	*	
12.07.	+	+								
26.07.		+								
09.08.										
23.08.					++					
06.09.	*	*	*	ooo *	oo *	*	*	*	*	→ Umbesetzung der Gehege
20.09.		o								

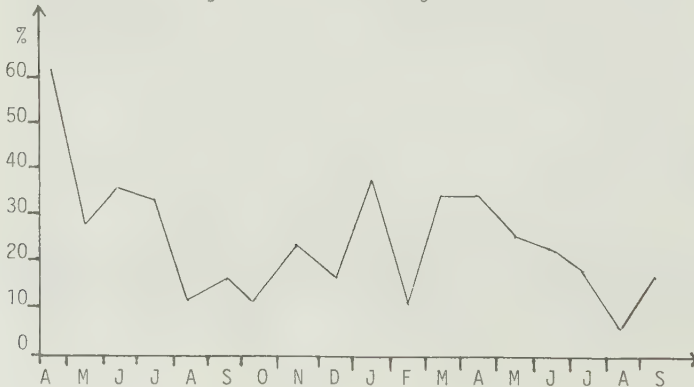
4.3. Überprüfung eines jahreszeitlichen Rhythmus

4.3.1. Allgemeine Ergebnisse

Tab. 7: Der prozentuale Anteil parasitologisch positiver Proben (n=18 bzw. 27)

	1985	1986
Januar		38,9
Februar		11,1
März		33,3
April	61,1	33,3
Mai	27,8	25,9
Juni	37,0	22,2
Juli	33,3	16,7
August	11,1	5,6
September	16,7	16,7
Oktober	11,1	
November	22,2	
Dezember	16,7	

Abb. 3: Darstellung der in Tab. 7 aufgeführten Werte



Anhand von Abb. 3 lassen sich Höhepunkte in der Kokzidienoozysten- und Wurmeiausscheidung nachweisen. Auffallend ist der Anstieg in den Frühjahrs- und Frühsommermonaten. Tiefstwerte zeigen sich von August bis Dezember.

Da die Überlebenszeit und Reifung der ausgeschiedenen Parasitenstadien von Temperatur und Luftfeuchtigkeit abhängig sind, folgt eine Auflistung von Wetterwerten, die mir vom Meteorologischen Institut der Universität München (1986) zur Verfügung gestellt wurden.

Tab. 8: Temperaturmittel und Niederschlagsmenge im Zeitraum April 1985 bis September 1986.

Monat	Tagesmittel in °C am			Niederschlagsmenge in mm
	1.	10.	20. des Monats	
April 1985	10	7	11	42
Mai	9	11	14	205
Juni	15	11	12	39
Juli	16	15	19	36
August	16	17	17	139
September	17	9	18	50
Oktober	13	11	5	81
November	5	10	1	61
Dezember	3	2	4	39
Januar 1986	-5	-2	3	73
Februar	3	-12	-6	10
März	-5	2	4	40
April	7	3	5	60
Mai	13	12	19	115
Juni	8	16	20	65
Juli	17	13	13	95
August	18	21	14	103
September	11	9	8	16

Abb. 4: Darstellung der Temperatur im Untersuchungszeitraum

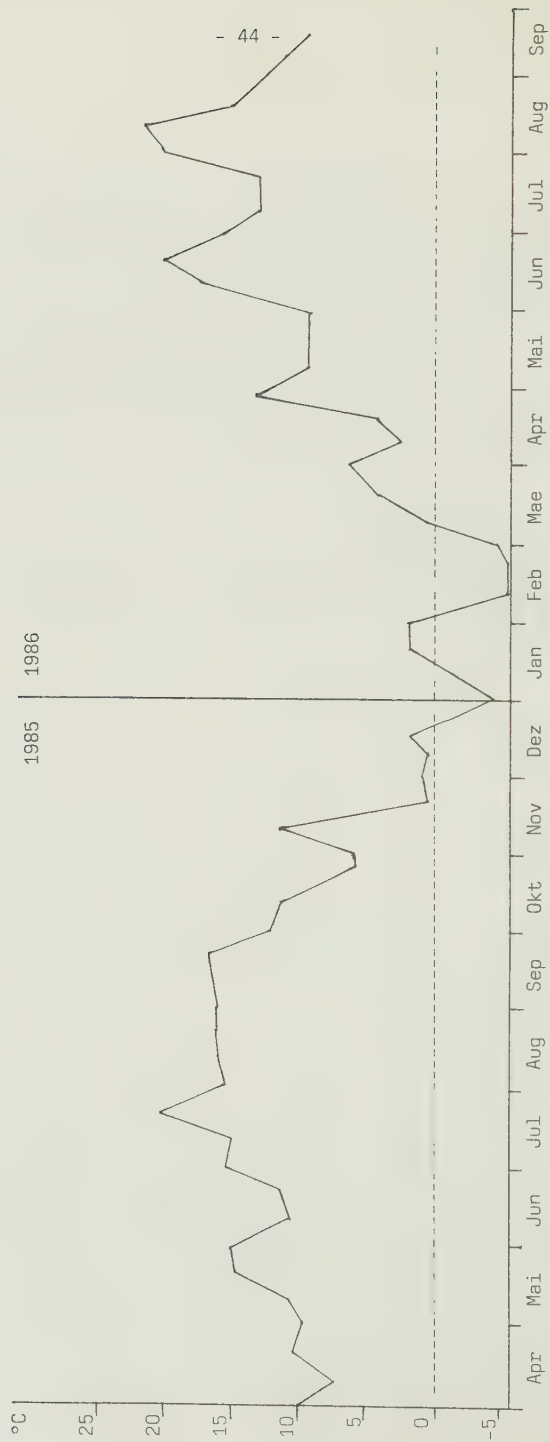
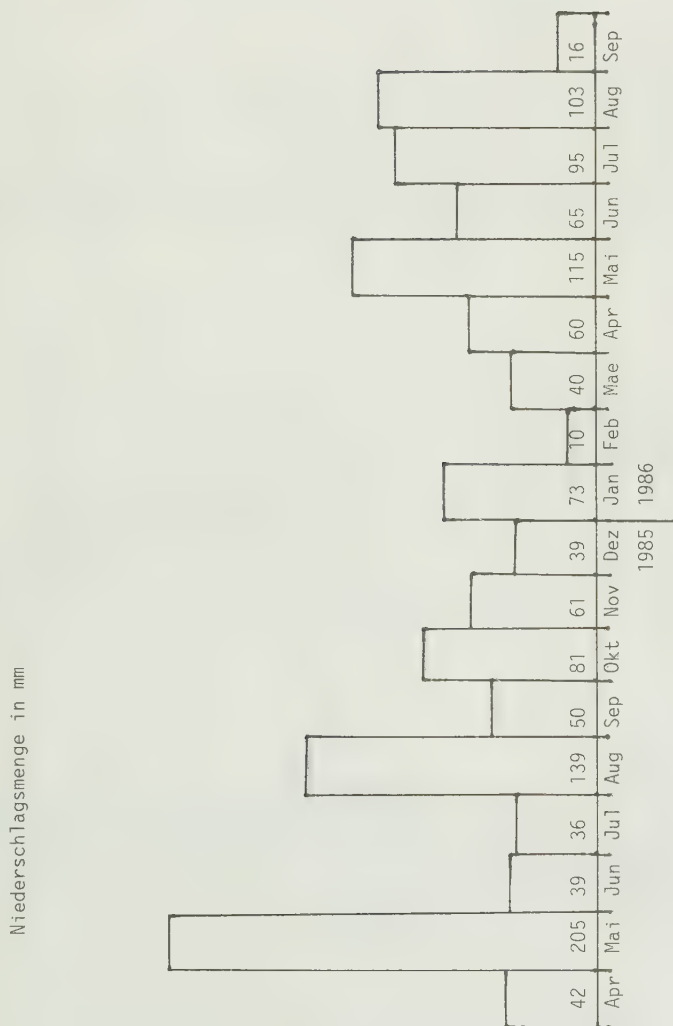


Abb. 5; Darstellung der Niederschlagsmenge im Untersuchungszeitraum

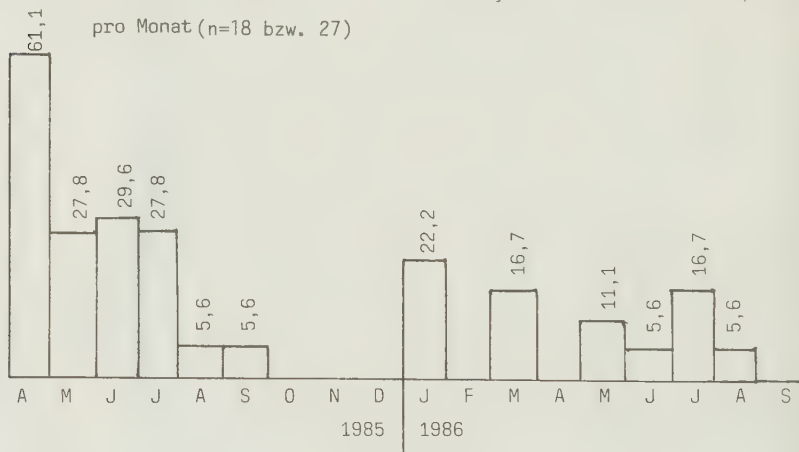


4.3.2. Die Parasiten im einzelnen

Kokzidien

Anhand von Tab. 2 und 9 und Abb. 6 läßt sich ein verstärkter Befall der Rauhußhühner in den Frühjahrs- und Frühsommermonaten nachweisen.

Abb. 6. Prozentualer Anteil der Kokzidienoozysten enthaltenden Kotproben pro Monat (n=18 bzw. 27)

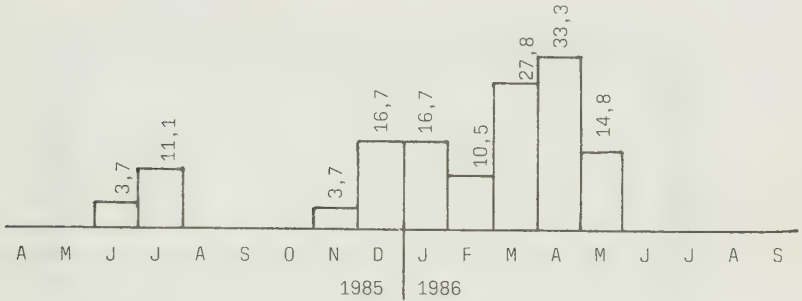


Kapillarien

Es kam sowohl im Winter als auch im Frühjahr und Sommer zur Ansteckung. Allerdings sind Temperaturen über 0° C notwendig, damit die Eier infektiös werden.

Eine Darstellung findet sich in Abb. 7 und 10, die Werte sind in Tab. 4 zu finden.

Abb. 7. Prozentualer Anteil der Kapillarieneier enthaltenden Kotproben pro Monat (n=18 bzw. 27)

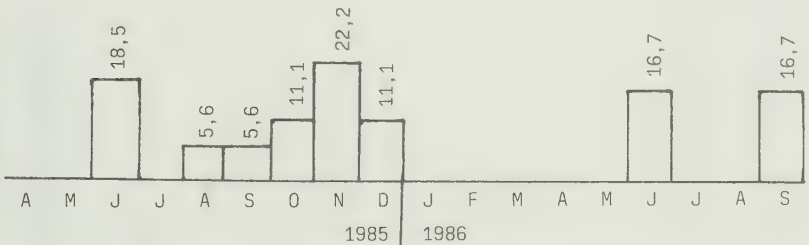


Syngamus

Hier findet sich ebenfalls eine jahreszeitliche Schwankung. Eine Weiterentwicklung der Syngamuseier ist an Außentemperaturen über 15° C oder an Transportwirte gebunden, so daß nur zur warmen Jahreszeit mit infektiösen Eiern gerechnet werden muß.

In Tab. 3 und in den Abb. 8 und 11 wird dies veranschaulicht.

Abb. 8. Prozentualer Anteil der Syngamuseier enthaltenden Kotproben pro Monat (n=18 bzw. 27)



5. Diskussion

Zu Beginn dieses Abschnittes muß ein Hauptgrund für die problematische Haltung von Wildvögeln genannt werden: Durch die Volierenhaltung kommt es zur Anreicherung von Parasitenstadien und somit ist die Infektionsrate höher als in freier Wildbahn. In diesem Zusammenhang schreibt Borchert (1970), daß sich durch die geringe Ansteckungsmöglichkeit in der Natur ein biologisches Gleichgewicht zwischen Wirt und Parasit ausbildet, so daß es selten zu primären Parasitosen kommt. Im Gehege reicht dagegen der Infektionsschutz, der oft durch die Bildung einer Prämunition vorhanden ist, nicht aus. Die häufigen und oft massiven Ansteckungen können zu akuten Erkrankungen führen.

Hinzu kommt, daß durch die notwendigen Kompromisse bei der Gefangenschaftshaltung und -fütterung die Widerstandskraft der Vögel herabgesetzt sein kann, was ein weiterer Grund für schwere Erkrankungsformen sein kann.

Es sollen zuerst jene Maßnahmen und Tatsachen erwähnt werden, die für das richtige Verständnis der Ergebnisse mit entscheidend sind. Dazu zählen in erster Linie die bei den beobachteten Vögeln durchgeführten Behandlungen. So wird bei den Rauhußhühnern in zweimonatigem Abstand eine Duodegranbehandlung vorgenommen, um die gefürchtete Histomonadose auszuschalten. Der Erfolg zeigt sich in den negativ verlaufenden Flagellatenuntersuchungen.

Des weiteren ist hier die Levamisolinjektion bei den Ibissen zu nennen, die jedes Jahr im Frühling vor dem Aussetzen in die Freiflugvoliere und im Herbst vor der Einquartierung in die Winterställe durchgeführt wird. Die Injektion ist bei dieser Vogelart gewiß die sicherste Methode. Denn erstens scheidet durch das Fließgewässer die Verabreichung über das Trinkwasser in der Freiflugvoliere aus, zweitens ist aufgrund der Futterart und der Freßgewohnheiten der Ibisse die Gabe über das Futter unsicher und drittens ist es sehr zweifelhaft, ob alle Mitglieder der Kolonie die Möglichkeit haben, eine ausreichende Dosis aufzunehmen.

Hier muß auch die bei den Rauhfußhühnern bei Nematodenbefall durchgeführte Entwurmung mit Fenbendazol (s. Tab. 6) genannt werden. Andererseits wurde dadurch erst die Beobachtung von Reinfektionen ermöglicht. Als weiterer Punkt sei hier die Sammelkotprobe der Ibissee angeführt. Da bei den Rauhfußhühnern der frisch abgesetzte Kot jedes Einzelvogels zur Untersuchung verwendet wird, ist eine Verfälschung durch Fremdkot nicht möglich. Anders ist es bei den Ibissen. Da die Nistbäume der Kolonie auch von Seidenreihern benutzt werden und ab und zu auch von anderen Vögeln, ist es nicht auszuschließen, daß Fremdkot, z. B. auch von Wildvögeln, zur Untersuchung kommt. Hier sei noch vermerkt, daß nicht alle Tiere mit der Sammelkotprobe erfaßt werden konnten, da sich einige Ibissee außerhalb der Koloniebäume ihr Nest bauten.

Eine letzte Fehlerquelle liegt in den nach vom Bruch (1986) vorkommenden tageszeitlichen Schwankungen in der Oozystenausscheidung, die für einige Vogelarten beschrieben sind. So sollen bei Tauben in der Zeit von 9.00 Uhr bis 15.00 Uhr rund 70-80 % aller Oozysten ausgeschieden werden, was mit der erhöhten Aktivität der Vögel am Morgen begründet wird. Da ich schon um 8.00 Uhr mit der Kotentnahme begann, könnte hier eine Fehlerquelle liegen. Allerdings werden die Vögel in den Sommermonaten durch das früh einsetzende Tageslicht auch früher aktiv.

Die Aufstellung über das Vorkommen der verschiedenen Endoparasiten bei den Rauhfußhühnern:

	(n=351)
Kokzidien	in 13 %
Kapillarien	in 7 %
Syngamus trachea	in 6 %
Spiruriden	in 1 %
Askariden	in weniger als 1 %

der untersuchten Proben zeigt, daß die Parasiten, die nur eine kurze exogene Entwicklung ohne Zwischen- oder Transportwirte durchmachen, an erster Stelle stehen. Daraus wäre der Schluß zu ziehen, daß es zum Großteil durch Aufnahme der Parasitenstadien in der Voliere oder mangelhafte Entwurmung zur Reinfektion kommt und nicht durch eine Ein-

schleppung von außen. Besonders deutlich zeigt sich das im Befall mit den wirtsspezifischen Kokzidien. Um dies zu vermeiden, wären verschiedene Maßnahmen angebracht: Gründliche Entfernung des Kotes, wenn möglich zweimal am Tag, um zu vermeiden, daß der während der Nacht und tagsüber abgesetzte Kot im Gehege durch die Rauhußhühner verschleppt wird.

Denn es ist zu bedenken, daß Kokzidienoozysten bei günstiger Witterung schon nach 36 Stunden infektionstüchtig sind. Eine gründliche Reinigung des Arbeitsgerätes vor jeder Benutzung in den einzelnen Gehegen, besser noch eigene Geräte für jedes Gehege, wären angebracht, um ein Ausbreiten der Infektion zu vermeiden, wie dies wahrscheinlich im März 1986 mit der von den Kragenhühnern ausgehenden Kapillariose passiert ist. Häufiger Wechsel der obersten Bodenschicht. am besten eignet sich dazu Sandboden, da er gut erneuert werden kann und durch sein schnelles Abtrocknen parasitenfeindlich wirkt. Günstig für die Reinigung erweist sich auch Naturfels (Pechlaner, 1976). Ein Ersatz des hölzernen Futterkistenbodens durch ein Drahtgitter, um einer Infektion am Futterplatz vorzubeugen, wäre angebracht. Eine vollständige Überdachung der Volieren, um den Boden trocken zu halten und eine Verschmutzung durch Wildvögel weitgehend zu vermeiden, wäre von Vorteil. Vielleicht wäre es auch möglich, unter den bevorzugten Ruheplätzen Kotbretter anzubringen, um diesen Bereich besser säubern zu können. Trotz aller Vorsichtsmaßnahmen wird die Aufnahme infektiöser Parasitenstadien durch die Angewohnheit der Rauhußhühner, am Boden nach Futter zu suchen, im Freigehege nie ganz zu vermeiden sein.

Aus den hier aufgeführten Punkten lassen sich Gründe für den geringen Parasitenbefall der Ibis ab ableiten: Diese Vögel haben einen, unter den Bedingungen der beschriebenen Volierenhaltung, geringeren Bodenkontakt als die Rauhußhühner, und somit dürfte der Infektionsdruck für sie geringer sein. Außerdem war äußerst selten ein Tier unter den Brutbäumen zu beobachten, wo die größte Kotansammlung vorhanden war. Eine Infektion am Futterplatz ist durch die Freßgewohnheiten fast auszuschließen: Der Vogel nimmt sich einen Bissen und fliegt zu einem ruhigen Ort, wo er ihn dann verzehrt. So halten sich die Vögel nur kurz im

Bereich des Futterplatzes auf und verschmutzen ihn auch nicht. Für die negativ ausgefallenen Kotprobenuntersuchungen der Ibissee ist gewiß auch der Besatz mit Enten mitverantwortlich, die den Ibissen den Zutritt zum Fließgewässer weitgehend verwehren. Dadurch sind Zwischenwirte wie Wasserschnecken und Bachflohkrebse, falls überhaupt vorhanden, nicht zugänglich.

Die Entwurmung der Ibissee im Herbst halte ich für sinnvoll, da durch die guten Reinigungsmöglichkeiten im gefliesten Winterquartier eine relative Parasitenfreiheit erreicht werden kann. Deshalb ist zu überprüfen, ob eine erneute Entwurmung im Frühjahr vor den Aussetzen notwendig ist. Zumindest wurden während des Winterhalbjahres keine Parasitenformen nachgewiesen.

Ein Vergleich der Temperaturkurve und der Niederschlagsmenge (Abb. 4 und 6) mit der Parasitenausscheidung (Tab. 6) zeigt, daß Temperaturstürze wie im Februar 1986 Reinfektionen weitgehend verhindern. Ebenso führten die trockenen Monate Juni und Juli zu einer Parasitenverdünnung.

Erstaunlich war, daß trotz Entwurmung mit Panacur^R-Pulver bei den Rauhußhühnern in einigen Fällen wieder Nematodeneier ausgeschieden wurden, z. B. Kapillarieneier im Juli 1985 und Syngamuseier im September 1986. Deshalb sollte hier die Entwurmungsmethode überdacht werden.

Das regelmäßige Auftreten der Syngamose im Frühjahr läßt sich evtl. durch die Aufschüttung von Waldboden und somit einer Einschleppung von Transportwirten erklären. Allerdings ist es zweifelhaft, ob z. B. Regenwürmer den Winter überleben, da ihnen der nur 30 cm hoch aufgeschüttete Waldboden im Gehege keinen ausreichenden Frostschutz bieten dürfte.

Eine Einschleppung von Parasiten kann nicht nur durch Wildvögel, als Zwischen- oder Stapelwirte dienende Würmer, Schnecken und Insekten oder unsauberes Arbeitsgerät erfolgen, sondern auch durch Neuzugänge, wie dies beim Auerhahn und Kragenhahn der Fall war. So ist eine genaue parasitologische Untersuchung des Neuzugangs über mehrere Wochen, um die Präpatenzzeit der Parasiten zu überbrücken, oder zumindest eine prophylaktische Entwurmung angebracht. Während dieser

Zeit sollte das Tier in einem Einzelgehege sitzen.

Als Beweis für das Angehen einer Infektion durch Streß werte ich den jedes Frühjahr wiederkehrenden Kokzidienbefall zur Balzzeit, wobei ein geringer Befall keiner Behandlung bedarf, denn er gibt dem Tier die Möglichkeit, eine Immunität aufzubauen. Nur bei Streß, zu hohem Infektionsdruck, besonders ungünstigen Witterungsverhältnissen und Konstitutionsschwäche des Wirtstieres kann es zu Krankheitszeichen kommen. Der Kokzidienbefall der Hasel- und Kragenhühner im Frühjahr 1985 scheint allerdings nur eine Passage von Kokzidienoozysten des Auer- und Birkwildes zu sein.

Einen kranken Eindruck erweckte nur das Birkwild bei besonders starkem Syngamusbefall. Es fiel auf, daß der Birkhahn 1 und die Birkhenne besonders anfällig für Parasitosen waren. Dies besserte sich beim Birkhahn 1 erst, als er in das Ausweichgehege umgesetzt wurde, das schattig lag und von den Besuchern nicht eingesehen werden konnte. Es scheint in der Birkwildvoliere entweder eine starke Verseuchung des Bodens oder eine besondere Streßsituation vorzuliegen. Dafür spricht auch die nach Entwurmung immer wieder auftretende Reinfektion. Allerdings zeigte der hier eingesetzte Birkhahn 2 bei weitem nicht eine so starke Verwurmung.

Der Nematodenbefall der Rauhfußhühner wirft noch Behandlungsprobleme auf, da immer mit einer Verwurmung zu rechnen ist. So ist zusätzlich zur Flagellatenprophylaxe auch eine verstärkte Helminthenbekämpfung anzuraten. Wichtig bei der Wahl des Medikamentes ist, daß es ein möglichst großes Wirkungsspektrum hat, dabei auch gegen unreife Stadien im Wirt wirksam ist, ohne Zögern von den Vögeln aufgenommen wird, eine große Toleranzbreite besitzt und möglichst keine negativen Einflüsse auf Legeleistung, Schlupfrate und Kükenentwicklung zeigt. Hierzu eignet sich besonders Fenbendazol (Panacur^R, 60 ppm 6 Tage lang über das Futter verabreicht).

6. Zusammenfassung

1. Im Zeitraum April 1985 bis September 1986 wurden die Rauhfußhühner und Ibissee eines zoologischen Gartens im Abstand von zwei Wochen auf Protozoen und Helminthen untersucht.
2. Bei den Rauhfußhühnern konnte außer beim Haselhahn bei allen Vögeln Parasitenbefall festgestellt werden. Im Fall der Ibissee fiel das Ergebnis überraschenderweise negativ aus.
3. Die Kokzidieninfektion war so niedrig, daß auf eine Therapie verzichtet werden konnte, um die Möglichkeit zur Ausbildung einer Immunität offenzuhalten. Besonders häufig infiziert waren Auer- und Birkwild. Flagellaten konnten in keinem Fall festgestellt werden.
4. Beim Nematodenbefall (Syngamose, Kapillariose, Askaridose, Spiruridose) stellte sich heraus, daß immer wieder die gleichen Hühner betroffen waren, so daß eine Reinfektion im Gehege oder eine nicht 100 %ig wirksame Entwurmung angenommen werden muß.
5. Eine jahreszeitliche Schwankung in der Parasitenausscheidung konnte bei den Kokzidienoozysten (Maximum im Frühjahr und Frühsommer) und den Syngamuseiern (im Sommer und Herbst) festgestellt werden.
6. Aufgrund der Ergebnisse ist eine regelmäßige Entwurmung der Rauhfußhühner während der warmen Jahreszeit anzuraten.
7. Da es sich hauptsächlich um Infektionen mit Parasiten mit direkter Entwicklung handelt, ist eine Verbesserung der Hygiene notwendig, um eine sinnvolle Entwurmung durchführen zu können.

Summary

The seasonal occurrence of endoparasites of the grouses and the ibis in the zoo.

1. In the period from april 1985 to september 1986 the grouses and the ibis of a zoo were examined parasitologically in an interval of two weeks.
2. Concerning the grouses, all birds had parasites, except the hazel cock. In case of the ibis the result was surprisingly negative.
3. The invasion with coccidia was so low, that a treatment was not necessary. So it was possible to build up an immunity. Capercaillie and black grouse were extremely often infected. In no case flagellates were founded.
4. In case of the nematode invasion (syngamiasis, capillariasis, ascariasis, spirurids) it got apparently, that again and again the same hens were concerned, so that one must assume a reinfection in the enclosure or a defect in the treatment.
5. A seasonal fluctuation in the excreted parasites was found out by the oocysts of coccidia (maximum in spring and early summer) and by the eggs of *Syngamus trachea* (in summer and autumn).
6. Considering the results, one must advise a regular treatment of the grouses during the warm season.
7. While it is mainly an infection with parasites, which have a direct evolution, a better hygiene is necessary to put through an effective treatment.

Ensayo sobre la incidencia estacional de endoparásitos diagnosticables a través de heces y frotis del buche en algunas aves gallinaceas y zancudas bajo las condiciones de un jardín zoológico.

Resumen

1. Entre abril de 1985 y septiembre 1986 se examinaron los siguientes especies de aves gallinaceas y zancudas de un jardín zoológico cada dos semanas controlando las heces por la incidencia de protozoos y helminthos: Aves gallinaceas: Tetrao urogallus, Tetrastes bonasa, Lyrurus tetrax, Bonasa umbellus; aves zancudas (ibises): Threskiornis aethiopicus, Carphibis spinicollis, Eudocimus ruber, Eudocimus albus (Sistema zoológico según Wolters 1975-1982).
2. Excepto en el caso del ortega (Tetrastes bonasa) se encontraron en todas las aves gallinaceas parásitos. Las ibises estaban libres de parásitos.
3. La infección con coccidios estaba en un nivel tan bajo que tratamientos estaban no necesarios. Urogallos y gallos de los abedules estaban infectados frecuentemente. No hubo infección por flagelados.
4. Respecto a la incidencia de nematodos (Syngamus, Capillaria, Ascaridia, Spiruridae) hay que mencionar, que siempre las mismas aves estaban infestadas aparentemente por reinfección a través de sus cercas o por falla de tratamientos.
5. Se observó una dependencia estacional de la incidencia de los parásitos eliminados en los coccidios con máximo en primavera/verano y en Syngamus con máximo en verano/otoño.
6. En base de los resultados se recomiendan tratamientos regulares contra nematodos de las aves gallinaceas durante la estación cálida.
7. Los tratamientos hay que acompañar con medidas higiénicas porque en todos los casos los parásitos tienen desarrollo directo.

7. Literaturverzeichnis

- Allmacher, G., 1968: Die Kokzidien von Vögeln im Zoo.
Vet. Diss., München.
- Aschenbrenner, H., 1985: Rauhußhühner.
Verlag M. & H. Schaper, Hannover, 1. Auflage.
- Bejsovec, J., 1977: Seasonal fluctuation in the occurrence of the
coccidian *Eimeria tetricis*, a parasite of black
grouse, *Lyrurus tetrrix*.
J. Protozool. 24, 2, Abstract 100.
- Bejsovec, J., 1978: Ökologische Einflüsse auf die Verbreitungsdynamik
der Kokzidienarten *Eimeria phasiani* und *E. col-*
chici.
Angew. Parasitol. 19, 76-85.
- Boch, J., Forstner, M. J., 1959: Untersuchungen über den Wurmbefall des Auer-
und Birkwildes.
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 72, 220-223.
- Boch, J., Supperer, R., 1983: Veterinärmedizinische Parasitologie.
Verlag Paul Parey, Berlin u. Hamburg, 3. Auflage.
- Borchert, A., 1960: Betrachtungen über die Durchführung und Bewer-
tung der koprologischen Diagnostik parasitärer
Erkrankungen unserer Haus- und Nutztiere.
Mh. Vet. med. 15, 321-324.
- Borchert, A., 1970: Lehrbuch der Parasitologie für Tierärzte.
Verlag S. Hitzel, Leipzig, 4. Auflage.
- Brohmer, P., Ehrmann, P., Ulmer, G., 1961: Die Tierwelt Mitteleuropas, 1. Band.
Verlag von Quelle & Meyer, Leipzig.

- Bruch, J. vom, 1986: Untersuchungen zur Pharmakokinetik und Wirkung von intramuskulär, oral und über das Trinkwasser appliziertem Sulfadimethoxin an Kokzidien-infizierten, adulten Tauben.
Vet. Diss., München.
- Bush, A., Forrester, C., 1976: Helminths of the white ibis in Florida.
Proc. Helminth. Soc. Wash. 43, 17-23.
- Bush, A., Pence, D., Forrester, D., 1973: Tetrameres (*Gynaecophila*) *williamsi* sp. n. from the white Ibis, *Eudocimus albus*, with notes on *Tetrameres grusi* Shumakovich from the sandhill crane, *Grus canadensis*.
J. Parasit. 59, 788-792.
- Creutz, G., 1981: Der Graureiher. Die Neue Brehm-Bücherei.
A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt.
- Davis, J., Anderson, R., Karstad, L., Trainer, D., 1971: Infectious and parasitic diseases of wild birds.
Univ. of Iowa State Press, Iowa, 1. Auflage.
- Douglass, E., 1981: Histomoniasis in zoo birds.
Vet. Med. small Anim. Clin. 76, 1013-1014.
- Enders, B., 1965: Experimentelle Übertragung der enzootischen Typhlohepatitis der Puten als Grundlage zur Prüfung von Arzneimitteln unter besonderer Berücksichtigung der Wirkstoffes Trichomycin.
Vet. Diss., München.
- Enigk, K., Dey-Hazra, A., 1970: Zur Biologie und Pathogenität von *Syngamus trachea* (Strongyloidea, Nematoda).
Dtsch. tierärztl. Wschr. 19, 521-525.

- Enigk, K., Dey-Hazra, A., 1971: Zur Pathogenität von *Capillaria obsignata* (Nematoda) beim Haushuhn.
Tierärztl. Umsch. 12, 198-201.
- Enigk, K., Dey-Hazra, A., 1975: Zum Auftreten und zur Behandlung des *Syngamus*-befalles beim Haus- und Wildgeflügel.
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 88, 166-168.
- Enigk, K., Dey-Hazra, A., Batke, J., 1975: Die Behandlung des *Ascaridia*-, *Heterakis*- und *Capillaria*-Befalles des Hausgeflügels.
Tierärztl. Umsch. 30, 324-328.
- Enigk, K., Dey-Hazra, A., 1976: Die Behandlung des Helminthenbefalles wildlebender Säugetiere und Vögel mit Fenbendazol (*Panacur*^R).
Kleintier-Praxis 21, 133-140.
- Enigk, K., Dey-Hazra, A., 1978: Die Behandlung der Rundwurminfektionen wildlebender Säugetiere und Vögel mit Rintal^R.
Vet. Med. Nachr. H. 3, 195-203.
- Giebel, O., 1984: Studies into effectiveness of Fenbendazole in prophylaxis against helminthic infestation of pheasant.
Verhandlungsb. 26. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere
Brno, 468.
- Göltenboth, R., Klös, H.-G., 1970: Endoparasiten bei Zootieren.
Zoolog. Garten 39, 91-100.
- Göltenboth, R., Klös, H.-G., 1972: Analyse der Vogelverluste des Berliner Zoos in den Jahren 1966-1970, sowie Hinweise auf die durchgeführten prophylaktischen und therapeutischen Maßnahmen.
Verhandlungsb. 14. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere
Warschau, 47-54.

- Göltenboth, R., Klös, H.-G., 1978: Zum derzeitigen Stand der parasitologischen Überwachung der Zootiere im Zoo Berlin. Verhandlungsb. 20. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere Dŭur Králové, 335-341.
- Gräfner, G., 1986: Wildkrankheiten. Gustav-Fischer-Verlag, Jena, 1. Auflage.
- Gräfner, G., Betke, P., 1970: Bekämpfung der Syngamose bei Zoovögeln. Verhandlungsb. 12. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere, Budapest, 303-304.
- Grzimek, B., Gylstorff, I., 1957: Krankes Geflügel. Handbuch der Geflügelkrankheiten. Verlag Fritz Pfennigstorff, Berlin und Stuttgart, 7. Auflage.
- Haase, A., 1939: Untersuchungen über die bei deutschen Wildhühnern vorkommenden Eimeria-Arten. Arch. Protistenkd. 92, 330-383.
- Hirsch, F., Wiesner, H., 1986: 75 Jahre Münchner Tierpark Hellabrunn. Eine Chronik. Münchner Tierpark Hellabrunn AG, 8 München 90, Siebenbrunner Str. 6.
- Huber, E., 1964: Die Endoparasiten von Vögeln des Münchner Tierpark Hellabrunn unter besonderer Berücksichtigung der jahreszeitlichen Schwankungen in der Wurmausscheidung. Vet. Diss., München.
- Ippen, R., Henne, D., 1982: Zur Bedeutung des Parasitenbefalles bei der Aufzucht von Zoo- und Wildtieren. Verhandlungsb. 24. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere, Veszprém, 26.

- Jakoby, J. R.,
Kösters, J., 1986: Die Ordnung Hühnervögel - Artenvielfalt und
Haltungsprobleme aus tierärztlicher Sicht.
Prakt. Tierarzt 67, 3, 205-210.
- Kemp, R., Franson,
C., 1975: Transmission of *Histomonas meleagridis* to
domestic fowl by means of earthworms recovered
from pheasant yard soil.
Avian Dis. 19, 741-744.
- Kirsch, R., Fischbach,
K., 1982: Zur Behandlung des Helminthenbefalles beim Wild-
geflügel mit Panacur^R.
Verhandlungsb. 24. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere,
Veszprém, 347-350.
- Klös, H.-G., Lang,
E., 1976: Zootierkrankheiten.
Verlag Paul Parey, Berlin u. Hamburg, 1. Auflage.
- Kösters, J., 1985: Histomonadose.
Handlexikon tierärztl. Praxis I-IV, Ergänzung
180, 364-364c.
- Kummerfeld, N.,
Stoye, M., 1980: Parasitosen der Ziervögel.
Prakt. Tierarzt 62, Coll. Vet., 75-78.
- Levine, N. D.,
u. a., 1980: A Newly Revised Classification of the Protozoa.
The Commi. on System. and Evol. of the Soc. of
Protozool. 27, 37-58.
- Lindner, A., 1974: Landesjagdverband Bayern e. V. Hochwildausschuß.
Rauhfußhühnerschutzprogramm Bayern.
8405 Großparkhaus, Post Donaustauf, 2. Auflage.
- Meteorologisches In-
stitut, Universität
München: Niederschlag und Lufttemperatur in München im
Zeitraum April 1985 bis September 1986.

- Pechlaner, H., 1976: Bemerkenswerte Todesursachen bei Vögeln im Alpenzoo Innsbruck.
Verhandlungsb. 18. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere, Innsbruck, 118.
- Pence, D., Bush, A., 1973: Polycyclorchis eudocimi gen. et sp. n. from the trachea of the white ibis, Eudocimus albus L.
J. Parasit. 59, 85-89.
- Sambeth, W., 1980: Verträglichkeit von Fenbendazol (Panacur^R) im Hinblick auf die Fruchtbarkeit von Wachteln.
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 93, 274-275.
- Schröder, W., Dietzen, W., Glänzer, U., 1981: Bayer. Landesamt für Umweltschutz: Das Birkhuhn in Bayern.
Schriftenreihe Naturschutz und Landschaftspflege 13, R. Oldenbourg Verlag, München/Wien.
- Schröder, W., Zeimentz, K., Feldner, R., 1981: Bayer. Landesamt für Umweltschutz: Das Auerhuhn in Bayern.
Schriftenreihe Naturschutz und Landschaftspflege 49, R. Oldenbourg Verlag, München/Wien.
- Schütze, H.-R., 1974: Zur Diagnose und Epizootologie einiger Helmintheninfektionen von Ziervögeln.
Prakt. Tierarzt 8, Sonderdruck, 430-433.
- Siegmann, O., 1983: Kompendium der Geflügelkrankheiten.
Verlag M. & H. Schaper, Hannover, 4. Auflage.

- Supperer, R., Kutzer, E., 1981: Verträglichkeit von Mebendazol, Fenbendazol, Thiabendazol, Cambendazol und Febantel in Bezug auf Legeleistung, Eiqualität, Fruchtbarkeit und Schlupfrate von Wachteln (*Coturnix coturnix japonica*).
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 94, 211-215.
- Tiefenbach, B., 1976: Panacur^R - Weltweite Prüfung eines neuen Breitband-Anthelminthikums.
Die blauen Hefte für den Tierarzt 55, 189-203, Hoechst Aktiengesellschaft.
- Tschirch, W., 1980: Parasitologische Probleme bei der Haltung und Zucht von Auer- und Birkwild.
Angew. Parasit. 21, 70.
- Tschirch, W., Wilhelm, A., 1983: Ulzerative Enteritis (Quail disease) bei Auerwild (*Tetrao urogallus* L.) in Volierenhaltung.
Verhandlungsb. 25. Int. Symp. Erkrankg.-Zootiere Wien, 111-114.
- Ullrich, K., 1931: Altes und Neues über Blackhead.
Prager Arch. Tiermedizin XI., Brünn, 119-124.
- Thienpont, D., Rochette, F., Vanparijs, O. F. J., 1979: Diagnose von Helminthosen durch koproskopische Untersuchung.
Janssen Research Foundation, Beerse, Belgien.
- Wetzel, R., Rieck, W., 1972: Krankheiten des Wildes.
Verlag Paul Parey, Berlin u. Hamburg, 2. Auflage.
- Wiesner, H., 1973: Zur Behandlung der Nematodeninvasionen von Wassergeflügel mit Mebendazol (R17635).
Tierärztl. Umsch. 3, 135.

- Wilson, G., Wilson, L., 1978: Haematology, weight and condition of captive red grouse (*Lagopus lagopus scoticus*) infected with caecal threadworm (*Trichostrongylus tenuis*). Res. Vet. Science 25, 331-336.
- Wolters, H., 1975-1982: Die Vogelarten der Erde. Verlag Paul Parey, Berlin u. Hamburg, 1. Auflage

An dieser Stelle möchte ich mich bei Herrn Professor Kösters für die Übernahme der Arbeit bedanken. Ebenso gilt mein Dank Herrn Direktor Dr. H. Wiesner und allen Angestellten im Zoo, die mir mit Rat und Tat zur Seite standen. Nicht vergessen möchte ich das gesamte Personal der Vogelklinik in Oberschleißheim, das mich jederzeit mit Freundlichkeit und Hilfsbereitschaft unterstützte.

Lebenslauf

Am 3. Januar 1959 wurde ich als erste Tochter des Bundesbahnbeamten Jakob Facher und seiner Ehefrau Amalie, geb. Moser, in Pfaffenhofen/Ilm geboren. Von 1965 bis 1971 besuchte ich die Volks- und Hauptschule in München-Untermenzing und München-Allach. Dann folgten vier Jahre Realschule am Institut der Englischen Fräulein in Nymphenburg. Um das Abitur zu erlangen, wechselte ich dann über die Salvatorrealschule auf das St.-Anna-Gymnasium im Lehel, wo sich vier Jahre Gymnasium anschlossen.

Im November 1979 nahm ich dann an der Ludwig-Maximilians-Universität München das Studium der Tiermedizin auf und schloß es im Januar 1985 mit der Approbation ab.



